

**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR**  
**FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y MATEMÁTICA**  
**ESCUELA DE BIOLOGÍA**



**Evaluación de la eficiencia de diez cepas nativas del hongo *Paecilomyces* sp. como controlador biológico de “mosca blanca” (*Bemisia tabaci*), a nivel de laboratorio**

**Trabajo de graduación presentado por:  
María Gabriela Solano Ávila**

**Para optar al grado de:  
Licenciada en Biología**

**Ciudad Universitaria, diciembre de 2001.**

**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR**  
**FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y MATEMÁTICA**  
**ESCUELA DE BIOLOGÍA**

**Evaluación de la eficiencia de diez cepas nativas del hongo *Paecilomyces* sp. como controlador biológico de “mosca blanca” (*Bemisia tabaci*), a nivel de laboratorio**

**Trabajo de graduación presentado por:  
María Gabriela Solano Ávila**

**Para optar al grado de:  
Licenciada en Biología**

**Asesores**

**Ing. Agr. Leopoldo Serrano Cervantes**

**Dr. Rigoberto Ayala**

**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR**

**Rectora**  
**Dra. María Isabel Rodríguez**

**Secretaria General**  
**Lic. Lidia Margarita Muñoz Vela**

**Fiscal General**  
**Pedro Rosalío Escobar**

**FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y MATEMÁTICA**

**Decana**  
**Lic. Leticia Noemí Paúl de Flores**

**Secretaria**  
**Lic. Marta Nohemi de Rosales**

**Directora de la Escuela de Biología**  
**M.Sc. Ana Martha Zetino Calderón**

**Ciudad Universitaria, Diciembre de 2001**

**DEDICATORIA**

- ❖ A Dios Todopoderoso y su Santísima Madre, por protegerme, guiarme e iluminar mis pasos cada segundo de mi vida.
- ❖ A mis padres Carlos Alfredo y Blanca Daisy, a quienes agradezco de todo corazón la educación que me han brindado y a quienes debo todo lo que soy.
- ❖ A mi “Tía” Celsita (QDDG), quien siempre fue como una segunda madre para mí y quien siempre me animó a culminar exitosamente mi carrera académica y sobresalir.
- ❖ A mis hermanas Carmen Elena y Carla Beatriz quienes siempre me han apoyado y ayudado.
- ❖ A todos mis amigos y amigas que estuvieron siempre pendientes del desarrollo del trabajo y me brindaron su colaboración y apoyo.

## AGRADECIMIENTOS

Quisiera expresar mis más sinceros agradecimientos a las siguientes personas e instituciones por todo el apoyo brindado, imprescindible para la finalización del presente trabajo:

- ❖ A la Ing. Agr. **Blanca Daisy Ávila de Solano**, quien siempre estuvo a mi lado apoyándome con sus conocimientos y compartiendo su experiencia en el área
- ❖ A mis asesores Ing. Agr. **Leopoldo Serrano Cervantes**, quien con sus conocimientos y entusiasmo por el trabajo me guió y animó a seguir siempre adelante y Dr. **Rigoberto Ayala**, quien me brindó su incondicional apoyo.
- ❖ Al **Ing. José Francisco Marroquín**, vicerrector académico de la Universidad de El Salvador, por su colaboración en las presentaciones públicas del trabajo.
- ❖ A la Lic. **Roxana Parada Jaco**, por su colaboración con las fotografías incluidas en el trabajo y sus recomendaciones para el desarrollo de la fase de laboratorio.
- ❖ A **Orlando Martínez** por su colaboración durante las colectas y por facilitarme material fotográfico.
- ❖ Al Ing. Agr. **Gustavo Henríquez**, jefe del Dpto. de Protección Vegetal de la Fac. de Ciencias Agronómicas, por su colaboración con las instalaciones del laboratorio.

- ❖ Al los Ings. **Mario Orellana** y **Miguel Sermeño**, y demás personal de la unidad de post – grado de la Fac. CCAA, por su colaboración y apoyo.
- ❖ A la **Lic. Clarita** y al **Lic. Chavarría** de la Unidad de Pasantías de la Asamblea Legislativa de la República de El Salvador por su apoyo e invaluable colaboración. Muchas gracias!!!
- ❖ A los **Señores Agricultores** del Caserío El Tigre (Cantón Zapotitán) y Caserío El Triunfo (Cantón El Triunfo, Nueva San Salvador), por permitir la realización de colectas y aplicaciones experimentales en sus parcelas.
- ❖ A la **Universidad de El Salvador**, por haber formado en mí nuevos valores y conocimientos para servir a la sociedad.
- ❖ Al **Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT)** por contribuir al financiamiento parcial del presente trabajo.
- ❖ A todas aquellas personas que me apoyaron y colaboraron en los momentos más oportunos, en especial a **Robin, Linky, Francisco Duarte, y Mario Herrera.**

## Indice General

Dedicatoria	i
Agradecimientos	ii
Indice general	iv
Indice de cuadros	v
Indice de figuras	vi
Indice de anexos	viii
Resumen	ix
Introducción	1
Planteamiento del problema y justificación	3
Objetivos	8
Antecedentes	9
Hipótesis	38
Metodología	39
Resultados	52
Análisis y discusión de los resultados	61
Conclusiones	65
Recomendaciones	66
Bibliografía	68
Anexos	76

## Indice de Cuadros

<b>Cuadro</b>		<b>Página</b>
1	Pérdidas en cultivos de zona templada y tropicales a nivel mundial	9
2	Cifras del USDA de las pérdidas promedio anuales en cultivos	9
3 – 9	Resultados de infección por <i>Paecilomyces</i> sp. sobre adultos de <i>Bemisia tabaci</i> . Ensayo previo	55
10 – 18	Resultados de infección por <i>Paecilomyces</i> sp. sobre adultos de <i>Bemisia tabaci</i> . Ensayo final	57



## Indice de Figuras

<b>Figura</b>		<b>Página</b>
1	Daño ocasionado por <i>Bemisia tabaci</i> en pipián	13
2	Adulto de <i>Bemisia tabaci</i>	14
3	Huevo de <i>Bemisia tabaci</i>	15
4	Ninfa de <i>Bemisia tabaci</i> del primer estadio	15
5	Ninfa de <i>Bemisia tabaci</i> del segundo estadio	16
6	Ninfa de <i>Bemisia tabaci</i> del tercer estadio	16
7	Vista dorsal de una pupa de <i>Bemisia tabaci</i>	16
8	Adultos de <i>Bemisia tabaci</i> infectados por <i>Paecilomyces</i> sp. vistos al microscopio y estereoscopio	30
9	Vistas micro y macroscópicas de <i>Paecilomyces</i> sp.	32
10	Metodología de colecta de adultos de <i>Bemisia tabaci</i> utilizando aspiradores entomológicos	40
11	Jaula para colecta en campo	41
12	Frascos colectores utilizados en campo	41
13	Metodología de reactivación en campo	45
14	Micro – jaulas utilizadas en la evaluación de cepas de entomopatógenos	47
15	Introducción de moscas blancas en micro – jaulas de evaluación	48
16	Unidad experimental utilizada en ensayo previo	51

17	Resultados de la estimación del TL <sub>50</sub> para el ensayo previo	54
18	Resultados de la estimación del TL <sub>50</sub> para el ensayo final	54
19	Gráfico comparativo de los porcentajes de infección finales a 6 días post – aplicación. Ensayo previo	57
20	Gráfico comparativo de los porcentajes de infección finales a 9 días post – aplicación. Ensayo final.	60

## Indice de Anexos

<b>Anexo</b>		<b>Página</b>
A1.1 – A1.7	Infección por <i>Paecilomyces</i> sp. Cepas 1 – 9 más testigo relativo. Ensayo previo desarrollado con individuos provenientes del Caserío El Tigre, Cantón Zapotitán. Junio de 2001	77
A1.8 – A1.16	Infección por <i>Paecilomyces</i> sp. Cepas 1 – 9 más testigo absoluto. Ensayo final desarrollado con individuos provenientes del Caserío El Triunfo, Cantón El Triunfo, Nueva San Salvador Julio de 2001	80

## RESUMEN

El presente estudio de evaluación se realizó en dos partes principales: un ensayo previo desarrollado con adultos de *Bemisia tabaci* provenientes de una parcela de pepino en el Caserío El Tigre, Cantón Zapotitán, Municipio de Ciudad Arce, departamento de La Libertad, donde había presencia de un hongo entomopatógeno nativo del género *Paecilomyces*; y un ensayo final desarrollado con adultos de *Bemisia tabaci* provenientes de una parcela de tomate en el Caserío El Triunfo, Cantón El Triunfo, Nueva San salvador, donde no había hongos que se encontraran infectando a *Bemisia tabaci*.

Antes de realizar las aplicaciones para cada uno de los ensayos, se realizaron 4 pruebas de reactivación de un conjunto de 10 cepas de *Paecilomyces* sp. aislado de *Bemisia tabaci* proveniente de un cultivo de pipián en la zona de Cangrejera, por investigadores de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador, en 1997. Dichas pruebas de reactivación se llevaron a cabo utilizando preparados en arroz. Todas las cepas, a excepción de la 5 y 10, lograron ser reactivadas y mostraron infectividad únicamente sobre individuos adultos de *Bemisia tabaci*.

Durante el ensayo previo se evaluaron las cepas 1, 2, 3, 4, 8 y 9 utilizando una solución de conidias con una concentración de  $10^7$  conidias/ml y un tratamiento de comparación (testigo relativo) constituido por el hongo presente en el área de colecta. El ensayo duró seis días, registrándose un valor aproximado del  $TL_{50}$  para cada uno de los tratamientos en estudio, obteniéndose valores entre los 3.5 y 5.0 días. Los valores de infección en porcentaje se encontraron dentro del rango del 95.56% (cepa 1) y 76.22% (testigo); valores que no mostraron diferencia estadística significativa.

Durante el ensayo final se evaluaron las cepas 1, 2, 3, 4, 6, 7, 8 y 9 más un testigo absoluto y se utilizó una solución de conidias con una concentración

de  $10^8$  conidias/ml. El ensayo duró nueve días, registrándose el valor aproximado de  $TL_{50}$  para las cepas en estudio, entre los 7.0 y 8.25 días. Los valores de infección en porcentaje se encontraron dentro del rango del 93.56% (cepa 6) y 63.33% (cepa 7) con un valor del 0.00% para el testigo absoluto.

Basándose en los datos de  $TL_{50}$  y porcentaje de infección, se concluye que las cepas 4, 6 y 8 son las más promisorias en el control de *Bemisia tabaci*, por lo cual se recomienda se realicen pruebas a nivel de invernadero, campo y preformulación, con el fin de desarrollar un plaguicida biológico efectivo.

Así mismo, la metodología utilizada en el presente trabajo se sugiere como posible alternativa para la evaluación de diferentes hongos entomopatógenos en adultos de insectos voladores, a la vez que permite tener un período de observación suficientemente largo antes que el material vegetal utilizado en los ensayos se descomponga.

## INTRODUCCION

En la actualidad, el manejo integrado de plagas (MIP) ha tomado mucho auge, con el fin de controlar las plagas de una manera más efectiva, reduciendo los costos y el uso de agroquímicos dañinos para la salud humana y medio ambiente. El control microbiano de plagas es parte del control biológico, y así participe de la intencionalidad del MIP, utilizando microorganismos patógenos que son capaces de causar verdaderas epizootias, diezmando las poblaciones de la plaga y logrando mantenerla bajo control.

El control biológico no es nuevo, ya que tanto depredadores como patógenos siempre han estado presentes en la naturaleza y han atacado a diversos organismos, pero muchas veces la acción de dichos depredadores y patógenos no es suficiente para controlar grandes poblaciones de insectos plaga, producidas en su mayor parte por desequilibrios ecológicos y que causan graves daños y pérdidas en cultivos de gran importancia económica y alimenticia.

En general, los insectos plaga pueden ser atacados por diversos microorganismos, los cuales pueden ser nemátodos, hongos, bacterias, protozoos o virus. El control microbiano trata de inducir el contacto entre el microorganismo patógeno adecuado y el insecto plaga, tratando también de que la enfermedad se propague rápida y eficazmente, causando la muerte del mayor número de individuos plaga posible.

En El Salvador, una de las plagas agrícolas que ha causado más problemas, pérdidas y que cuenta con una gran cantidad de plantas hospederas es la mosca blanca (*Bemisia tabaci*). Su control ha exigido el uso de gran cantidad y variados plaguicidas sintéticos, pero desafortunadamente esto ha causado diversos problemas. Al aplicar

dichos plaguicidas de manera indiscriminada, no únicamente se elimina la plaga, si no también fauna benéfica y flora que es polinizada por insectos que sucumben ante la acción de los plaguicidas. Además, se causa problemas a la salud humana y daños ambientales. Lo que es más, la mosca blanca ha desarrollado resistencia contra muchos insecticidas, haciendo más difícil su control. Estas razones han contribuido a la búsqueda de nuevos métodos de control, y entre ellos cabe resaltar el control microbiano.

El presente trabajo tuvo la finalidad de evaluar in vitro 10 cepas nativas del hongo *Paecilomyces* sp. como controlador biológico de *Bemisia tabaci* a nivel de laboratorio, para determinar cuáles son las más eficientes.

## **PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA Y JUSTIFICACION**

El Salvador es un país que basa gran parte de su economía en la producción agrícola. Su clima tropical y fértiles suelos proporcionan un medio adecuado para el desarrollo de diversos cultivos, pero estos mismos factores favorecen la aparición de numerosas plagas y enfermedades en los cultivos agrícolas, y con ellas también aparecen sus enemigos naturales. Sin embargo, la agricultura de cultivos alimenticios generalmente se encuentra organizada en pequeñas áreas de cultivo, las cuales son afectadas por varios complejos de plagas, muchos de los cuales, por diversos factores, presentan un número reducido de enemigos naturales [Fernández – Larrea, 1999].

Durante muchos años, el control de las diferentes plagas ha consistido principalmente en la aplicación de diversos plaguicidas químicos de toxicidad y efectos variables. El uso de agroquímicos aparentemente ha resuelto de forma rápida y relativamente fácil muchos de los problemas surgidos en los diferentes cultivos, y esto ha limitado grandemente el desarrollo del control biológico. Sin embargo, el uso excesivo de agroquímicos para el control de plagas (algunas veces por necesidad y muchas otras por ignorancia del agricultor) ha generado numerosos problemas, entre los cuales cabe mencionar los altos niveles de residuos tóxicos en las cosechas, las intoxicaciones (tanto en humanos como en animales), la contaminación ambiental, desequilibrios ecológicos con la aparición de nuevas plagas y desaparición de otros organismos, y desarrollo creciente de poblaciones de insectos plaga resistentes a plaguicidas químicos [Parada Jaco & de Serrano, 1998].

Algunos de estos aspectos se traducen a daños en la economía nacional. Por ejemplo, los productos de exportación con altos niveles de residuos de agroquímicos son rechazados por las normas de calidad en los países de



destino y devueltos a El Salvador, ocasionando grandes pérdidas. Asimismo, los productos de consumo interno muchas veces son rechazados por los consumidores por el alto contenido de agroquímicos acumulado en ellos y el sabor característico que esto les brinda.

Todos estos factores, sumados al incremento de una conciencia ecológica de protección al medio ambiente y salud humana, la creciente preocupación de los cada vez más numerosos “consumidores verdes” por llevar a sus mesas productos sanos y amigables con el medio ambiente y la biodiversidad, conjuntamente con las regulaciones cada vez más estrictas sobre residuos para el mercado de alimentos frescos, conllevan a un cambio a nivel mundial en las estrategias para el control de plagas agrícolas, promoviéndose el uso y desarrollo del control biológico.

La mosca blanca (*Bemisia tabaci*) constituye una plaga que causa serios problemas en una gran variedad de cultivos de importancia económica alrededor del mundo. En Costa Rica se ha reportado en tomate (*Lycopersicon esculentum*), chile dulce (*Capsicum annum*), tabaco (*Nicotiana tabacum*), melón (*Cucumis melo*), ayote (*Cucurbita moshata*), sandía (*Citrullus lanatus*), pepino (*Cucumis sativus*), frijol (*Phaseolus vulgaris*), algodón (*Gossypium hirsutum*), y camote (*Ipomoea batatas*). También se encuentra presente en al menos 36 especies de plantas silvestres u ornamentales, entre las que predominan las Compositae [Granados & Hilje, 1997].

En El Salvador, *Bemisia tabaci* ha sido reportada en los siguientes cultivos y plantas silvestres y ornamentales: frijol (*Phaseolus vulgaris*), tomate (*Lycopersicon esculentum*), en una especie silvestre de la familia Apocynaceae, en “cinco negritos” (*Lantana camara*), algodón (*Gossypium hirsutum*), escobilla (*Sida acuta*), Kenaf (*Hibiscus cannabinus*), pascuita (*Euphorbia sp.*), engorda caballo (*Desmodium sp.*), camote (*Ipomoea batata*),

escobilla (*Sida rhombifolia*), frijol lima (*Phaseolus lunatus*), y campanilla de playa (*Ipomoea pescaprae* y *Malachra capitata*). Además ha sido observada en *Vigna sinensis*, en melón (*Cucumis melo*), y sandía (*Citrullus vulgaris*). Luego se reportó en pepino (*Cucumis sativus*), chile (*Capsicum frutescens*), papa (*Solanum tuberosum*), calabacita (*Zucchini sp.*), duerme muela (*Spilanthus sp.*) y en maíz “elotito” sembrado en el Valle de Zapotitán [Serrano Cervantes, *et. al.*, 1992]. Recientemente se ha encontrado *Bemisia tabaci* en loroco (*Fernaldia pandurata*), clavelón (*Hibiscus rosa sinensis*), pipián (*Cucúrbita argyrosperma*) y madrecacao (*Gliricidia sepium*).<sup>1</sup> A todo este gran número de especies vegetales que sirven de hospederas a *B. tabaci* se le suman muchas más, lo cual pone en evidencia la magnitud y alcance de la plaga.

Los daños en los cultivos pueden ser causados tanto por los adultos como por las ninfas de *Bemisia tabaci*, causando debilidad a sus hospederas, y pudiendo llevarlas a una disminución en la producción e incluso hasta la muerte, especialmente cuando se encuentran altas densidades poblacionales. Además, su ataque induce al apareamiento de hongos saprófitos (fumagina) sobre ramas, hojas, flores y frutos, perjudicando la apariencia y, consecuentemente, la comercialización de los productos, principalmente de aquellas frutas para la exportación y plantas ornamentales. Además de lo anterior, se ha comprobado que actúan como vectores de geminivirus [Vilarinho de Oliveira, s.a.].

El problema radica en el control y manejo adecuado de la plaga, ya que la mosca blanca ha desarrollado resistencia a los insecticidas de todos los grupos convencionales, haciéndose urgente buscar productos con nuevos modos de acción. Entonces, ¿qué se puede hacer para controlar las poblaciones de *Bemisia tabaci*, y disminuir así las pérdidas económicas

---

<sup>1</sup> Ing. Leopoldo Serrano C. Investigador Fac. CCAA, UES. Comunicación personal. Junio – Julio 2001.

que genera y los daños al medio ambiente y salud humana que su control tradicional con agroquímicos causa?

El manejo integrado de plagas (MIP), a través del control biológico, incluye el componente del control microbiano, el cual puede probar ser altamente efectivo. El control microbiano, en muchos casos, es altamente específico, es decir, que los entomopatógenos pueden ser bien integrados al MIP, seleccionándose aquellas cepas de microorganismos que presenten selectividad o baja mortalidad para otros enemigos naturales como parasitoides o predadores, y otra fauna benéfica. En relación con la seguridad que ofrecen los hongos entomopatógenos para el hombre y otros animales, se puede decir que, en general, no causan ningún perjuicio ya que, entre otras cosas, difícilmente logran desarrollarse dentro de la temperatura normal corporal normal de los mamíferos. Los posibles problemas alérgicos debidos a la inhalación de partículas fúngicas por los operarios de las biofábricas, varían con la predisposición de cada persona. [Lecuona, *et. al.*, 1996]

Por otra parte, los patógenos se multiplican y dispersan dentro del mismo agroecosistema, lo que posibilita su transmisión generacional y un nivel de reducción natural de la plaga. Si el patógeno logra introducirse y colonizar un agroecosistema, especialmente en cultivos perennes o semiperennes, puede mantener la población de la plaga por debajo de niveles que causen daño económico. Lecuona (1996). Según este mismo autor. otra ventaja del control biológico es que en países menos industrializados y con mano de obra barata, como El Salvador, tanto la producción de insumos biológicos, como el manejo de los entomopatógenos en el agroecosistema, permitiría un ahorro de divisas considerable, debido a la reducción de las importaciones de insecticidas.

En El Salvador se ha realizado muy poca investigación al respecto y lo poco que se ha realizado, no ha contado con la divulgación necesaria para que el uso del control biológico constituya una práctica usada en la agricultura, y todas estas razones justifican el desarrollo de la investigación en este campo.

## OBJETIVOS

### General:

- Evaluar la eficiencia de diez cepas nativas de *Paecilomyces* sp. como controlador biológico de mosca blanca (*Bemisia tabaci*).

### Específicos:

- Determinar entre el material a evaluar, cuáles son las cepas más eficientes en el control de *Bemisia tabaci*.
- Desarrollar una metodología de bajo costo que permita evaluar la eficiencia de hongos entomopatógenos en adultos de insectos voladores.
- Conocer el comportamiento de las cepas en estudio sobre adultos de *Bemisia tabaci* bajo la influencia de hongos entomopatógenos propios del área de colecta.
- Reconocer la posible acción de cada una de las cepas sobre las diferentes fases vitales de *Bemisia tabaci*.
- Establecer una aproximación del Tiempo Letal Medio (TL<sub>50</sub>) para cada una de las cepas a evaluar.
- Recuperar cada una de las cepas evaluadas para su preservación y almacenamiento.

## ANTECEDENTES

La mayoría de especies vegetales, por no decir todas, son susceptibles al ataque de plagas y enfermedades, las cuales pueden acabar con grandes extensiones y cultivos enteros, causando grandes pérdidas económicas y escasez de alimentos. El **cuadro 1** muestra los porcentajes de pérdidas en la agricultura de zonas templadas y tropicales. La información en ella presentada indica que aquellos cultivos sembrados en el trópico tienen las mayores pérdidas. En el **cuadro 2** se presentan cifras del USDA donde se especifica las causas de dichas pérdidas. De acuerdo a esas cifras, se puede deducir que las mayores pérdidas en cultivos son causadas por insectos.

Cultivos Principalmente de zona Templada		Cultivos Principalmente Tropicales	
Cultivo	% Pérdida	Cultivo	% Pérdida
Trigo	9.1	Caña de azúcar	19.2
Avena	9.3	Café	16.6
Cebada	7.8	Cacao	20.8
Centeno	3.2	Té	15.4
Lúpulo	8.0	Palma Africana	7.4
Lino	7.8	Coco	19.3
Remolacha azucarera	10.4	Caucho	15.0

**Cuadro 1.** Pérdidas en cultivos de zona templada y tropicales a nivel mundial.

Fuente: Thurston, 1989.

Cultivo	Enfermedades %	Nemátodos %	Insectos %	Cosechas %	Malezas y almac. %	Total %
Frijol	17	5	20	15	?	57
Maíz	12	3	12	10	8	45
Algodón	12	2	19	8	5	46
Soya	14	2	3	17	8	44
Trigo	14	-	6	12	5	37
Arroz	7	-	4	17	5	33

**Cuadro 2.** Cifras del USDA representativas de las pérdidas promedio anuales en cultivos, para el período de 1951 – 1960.

Fuente: Thurston, 1989.

## 1. Generalidades y Ubicación taxonómica de la Mosca Blanca (*Bemisia tabaci*)

*Bemisia tabaci*, la mosca blanca, es responsable directa de grandes y cuantiosas pérdidas en la agricultura. Por ejemplo, la yuca constituye el principal alimento de 300 a 500 millones de personas en el trópico, y probablemente es el mosaico africano la enfermedad más destructiva que ésta sufre. El agente viral causante de dicha enfermedad es transmitido por *Bemisia tabaci*. La mayor parte del cultivo en Africa muestra los síntomas y se ha estimado un 11% en pérdidas en rendimiento debido a la enfermedad. Pérdidas del 40% son frecuentes en algunas áreas del Africa. [Padwick, 1956, citado por Thurston, 1989] *B. tabaci* es el único vector reportado para este geminivirus. [Leuschner, 1978, citado por Thurston, 1989]

En El salvador, al igual que en muchos otros países del mundo, la mosca blanca es la responsable de grandes y significativas pérdidas en la agricultura por los múltiples hospederos que posee y por los diversos daños que causa.

Josa (1992) ubica taxonómicamente a la mosca blanca de la siguiente manera:

<b>Reino:</b>	Animalia
<b>Phylum:</b>	Arthropoda
<b>Clase:</b>	Insecta
<b>Subclase:</b>	Pterygota
<b>Orden:</b>	Homoptera
<b>Suborden:</b>	Sternorrhyncha
<b>Superfamilia:</b>	Aleyrodoidea
<b>Familia:</b>	Aleyrodidae
<b>Subfamilia:</b>	Aleurodinae
<b>Género:</b>	<i>Bemisia</i>
<b>Especie:</b>	<i>tabaci</i>

Comúnmente se le denomina “mosca blanca del algodón, camote o tabaco” para diferenciarla de las 1,156 especies ubicadas en 126 géneros que pertenecen a esta familia y que son denominadas en general “moscas blancas”. [Caballero, 1993, citado por Sponagel & Fúnez, 1994]. De acuerdo con Hoddle (1998), el país de origen exacto de esta plaga es desconocido, pero se cree que la misma puede ser proveniente de la India o Pakistán, ya que es en esta área donde se encuentra la mayor diversidad de parasitoides de *Bemisia* sp. lo que podría ser un indicador del epicentro del género. Según Mau & Kessing (1992), esta plaga fue inicialmente identificada como *Aleyrodes tabaci*, proveniente de tabaco, en Grecia en el año 1889.

Actualmente, se han identificado dos biotipos de *Bemisia tabaci*: biotipo A y biotipo B. En 1995, Thomas Perring y Thomas Bellows de la Universidad de California (UC) en Riverside, clasificaron este Biotipo B como una nueva especie: *Bemisia argentifolii*. (The Whitefly Plan, 1997)

## **2. Plantas Hospederas**

*Bemisia tabaci* es originaria del sur de Asia, probablemente de India y Pakistán y posee una distribución mundial, sobre todo en áreas tropicales y subtropicales, y de acuerdo con Saunders (1998), el camote, sandía, melón, pepino, zapallo, pipián, ayote, soya, frijol, algodón, okra, chile dulce, tomate, tabaco, berenjena, papa, ajonjolí, varias plantas ornamentales y al menos 50 especies silvestres le sirven para su alimentación y/o reproducción. Según Greathead (1986) y Mound & Halsey (1978), citados por Mau & Kessing (1992), *Bemisia tabaci* ataca más de 500 especies de plantas, distribuidas en 63 familias.

De acuerdo con Granillo, citado por Aragón (1979) y retomado por Serrano Cervantes *et.al.* (1992), es en 1963 que *Bemisia tabaci* aparece como una plaga en el cultivo de algodón en El Salvador. Debido a la magnitud de la plaga, se solicita ayuda técnica a Israel y se recomienda estrategias de



manejo. Sin embargo, la mosca blanca se vuelve cada vez más resistente y finalmente “conquista” su propio hábitat en el país. Ya en 1968, ésta se reporta con diferentes grados de intensidad en todas las zonas algodonerías de El Salvador, siendo el área costera de Usulután, San Miguel y La Unión donde se presentaron las infestaciones más severas. [Bareket, 1968, citado por Serrano Cervantes *et.al.*, 1992] En 1969, la plaga ya se reportaba con una amplia distribución en todo el país.

De acuerdo a diversos autores citados por Serrano Cervantes *et. al.* (1992), *Bemisia tabaci* ha sido observada en plantas de frijol común (*Phaseolus vulgaris*) cultivadas en el Valle de Zapotitán. Ha sido reportada en tomate, chile, una especie silvestre de la familia Apocynaceae en terrenos del cantón Cupinco de Olocuilta, departamento de La Paz. En el Cantón Los Cerritos del valle de Zapotitán se encontró una infestación de ninfas y adultos en tomate. Antes de 1960, ya se había notado la presencia de *Bemisia tabaci* en las zonas algodonerías del país, reportándose como principales plantas hospederas el algodón (*Gossypium hirsutum*), Escobilla (*Sida acuta*), Kenaf (*Hibiscus cannabinus*) y leguminosas, principalmente frijol (*Phaseolus spp.*) Luego, en 1967, se reportaba en plantas de Pascuita (*Euphorbia sp.*) y Engorda Caballo (*Desmodium sp.*). Dos años más tarde se reporta en Camote (*Ipomoea batatas*), Escobilla (*Sida rhombifolia*) y Frijol Lima (*Phaseolus lunatus*). En 1970 se reporta en campanilla de playa (*Ipomoea pescaprae*) y *Malachra capitata*. En 1973 se observaron ninfas y adultos de *Bemisia tabaci* en *Vigna sinensis* cultivada en Santa Cruz Porrillo. En 1974 se reporta en melón (*Cucumis melo*) y sandía (*Citrullus vulgaris*). Ya en 1976 se reporta en pepino (*Cucumis sativus*) y en 1977, en chile (*Capsicum frutescens*). En 1984 es registrada en papa (*Solanum tuberosum*) y en 1985 en “duerme muela” (*Spilanthus sp.*). Más recientemente se reporta en “calabacita” (*Zucchini sp.*) y en 1991 en maíz “elotito” sembrado en el Valle de Zapotitán.

### 3. Daños Ocasionados por *Bemisia tabaci*

Puede así deducirse que el daño directo e indirecto provocado por la presencia de mosca blanca (*B. tabaci*) ha crecido en los últimos años hasta convertirse en factor clave de la producción de varios cultivos. Además de ser un factor decisivo en la producción de cultivos, existe el peligro que la mosca blanca, por su elasticidad genética y capacidad de adaptación a diferentes regiones y plantas hospederas, se extienda a otros cultivos y se establezca como portador de nuevas enfermedades viróticas. (Sponagel & Fúnez, 1994)

El tipo de daño causado por mosca blanca varía según la raza o biotipo. Cuando los números de ninfas y adultos son altos pueden causar daño directo al debilitar las plantas por la extracción de savia. Los síntomas son el amarillamiento, moteado y encrespamiento de las hojas, seguidos por necrosis y defoliación. Otro tipo de daño directo es la formación de fumaginas sobre la mielecilla que excretan, la cual reduce la eficiencia fotosintética de la hoja. Aún en bajas poblaciones, *B. tabaci* causa pérdidas severas por la transmisión de virus (carlavirus, luteovirus, nepovirus, potyvirus, closteovirus, y geminivirus) entre los que sobresalen los geminivirus. En Mesoamérica y el Caribe se ha detectado geminivirus en melón, pepino, calabaza, sandía, algodón, okra, leguminosas, chile y tomate, pero los daños más graves se presentan con el virus del mosaico dorado del frijol (BGMV) y varios que causan mosaicos amarillos en tomate, incluyendo el virus del rizado amarillo de la hoja del



**Fig. 1.** Daño causado por *Bemisia tabaci* en pipián. Fotografía: Orlando Martínez

tomate (TYLCV) en el Caribe. No hay evidencias de que los geminivirus se reproduzcan dentro del vector. [Saunders, *et. al.*, 1998]. La **figura 1** muestra el daño (síntoma de hoja plateada) causado por *Bemisia tabaci* en pipián, en el Valle de Zapotitán, El Salvador, durante la temporada del año 2000.

Algunos factores que han contribuido al agravamiento y propagación de la plaga son los cambios en las prácticas agrícolas, la expansión del monocultivo bajo irrigación, el uso excesivo de pesticidas, la formación de resistencia de poblaciones de la mosca blanca a pesticidas y el incremento en el transporte mundial de plantas y productos vegetales que han contribuido al problema. [Brown, 1993, citado por Saunders *et. al.*, 1998]

#### 4. Morfología y Biología de *Bemisia tabaci*

Los adultos de *Bemisia tabaci* poseen dos pares de alas membranosas (la mayoría de un color blanco – amarillento) y recubiertas de una sustancia polvorienta [Vilarinho de Oliveira, s.a.] (**Fig. 2**)



**Fig. 2.** Adulto de *Bemisia tabaci*,  
foto de [www.inra.fr/Internet](http://www.inra.fr/Internet)

Las moscas blancas son insectos chupadores provistos de un aparato bucal de tipo “picador – chupador”. Las mandíbulas, maxilas y chelíceras forman un tubo doble llamado proboscis y que es utilizado para succionar la savia de los canales del floema. El proboscis consiste en dos tubos huecos: el canal de alimentación y el canal de saliva y se encuentra enrollado dentro de la cabeza del insecto en caso de que el insecto no esté alimentándose. En el extremo de la proboscis se encuentra el estilete que es puntiagudo como un alfiler. Para alimentarse, la ninfa o el adulto, introduce el proboscis con el estilete al tejido foliar en el envés de la hoja y succiona así la savia. La savia pasa por el canal de alimentación hacia los órganos digestivos del insecto.

Paralelamente y en dirección contraria, el insecto inyecta saliva a través del canal de saliva hacia el tejido foliar con el propósito que los compuestos enzimáticos de la saliva suavicen y descompongan las células para facilitar la succión. Lieberth (1991, citado por Sponagel & Fúnez, 1994]

La excreción de mielecilla, proceso característico de las moscas blancas y otros insectos chupadores del orden Homóptera, se realiza por medio de un órgano especial llamado “orificio vasiforme”. [Alpízar, 1993, citado por Sponagel & Fúnez, 1994]. Es un órgano (más específicamente una depresión del cuerpo) con la función de excretar y catapultar la mielecilla, que son excrementos (compuestos de azúcar y ciertos aminoácidos metabolizados) producidos en el tracto digestivo de las ninfas y adultos, para no pegar su propio cuerpo con este producto viscoso [Byrne & Bellows, 1991, citados por Sponagel & Fúnez, 1994].

*Bemisia tabaci* presenta una metamorfosis incompleta y pasa por seis estadios. Todos los estadios habitan en el envés de las hojas. El adulto es el único estado del insecto capaz de emigrar hacia nuevas plantas, en tanto que los estados inmaduros permanecen todo el tiempo en la hoja. En las figuras 3 - 7 se muestran los diferentes estadios de la fase inmadura de la mosca blanca. Los estadios por los que atraviesa *Bemisia tabaci* son:



Fig. 3. Huevos de *Bemisia tabaci*

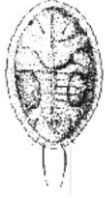
**Huevos:** de forma elíptica. De 0.2 a 0.3mm de largo. Son depositados de manera irregular de uno en uno o en grupos Sobre el envés d las hojas. Son insertados por la hembra mediante un corto pedículo en el tejido de la planta. Duración de 7 a 15 días. (fig. 3)



Fig. 4. Ninfa de *Bemisia tabaci* del primer estadio

**Ninfas:** translúcidas. De color amarillo a amarillo - verdoso. Las “ninfas” pasan por cuatro estadios:

**Primer estadio:** limitadamente móvil, por lo cual son llamadas “gateadoras” y se mueven sólo distancias muy cortas; por lo general no más de algunos milímetros. [Krantz *et. al.*, 1982, citado por Sponagel & Fúnez, 1994] (**fig. 4**)



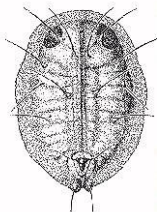
**Fig. 5.** Ninfa de *Bemisia tabaci* del segundo estadio

**Segundo estadio:** sésil como escama. Duración de 3 a 7 días (**fig. 5**)



**Fig. 6.** Ninfa de *Bemisia tabaci* del tercer estadio

**Tercer estadio:** sésil como escama y con duración de 3 a 7 días. (**fig. 6**)



**Fig. 7. a)** vista dorsal de una pupa de *Bemisia tabaci*

**Estadio larval final (“pupa”):** no se alimenta. Según Sanderson y Ferrentino, 1991, citados por Sponagel & Fúnez, 1994, este estadio se diferencia en tres sub – estadios: **Temprano:** todavía se alimenta

**Transicional:** donde ocurre la metamorfosis

**Adulto farate:** el adulto ya es visible dentro de la cutícula ninfal.

Duración de 4 a 8 días.

Las ninfas, con excepción de la pupa, se alimentan chupando la savia de la planta hospedera. [Sponagel & Fúnez, 1994] En El Salvador, Menéndez & Pérez (1994) desarrollaron un estudio para determinar el ciclo biológico de *Bemisia tabaci* en frijol (*Phaseolus vulgaris*), tomate (*Lycopersicon esculentum*), escobilla (*Sida acuta*) y flor amarilla (*Melampodium divaricatum*), a nivel de invernadero. Según los resultados obtenidos el estado de huevo tiene una duración de 6.75 y 7.0 días, el primer estadio 3

y 5 días, el segundo estadio 3 y de 2 a 3 días, el tercer estadio de 4 a 5 días (para ambos hospederos) y el estado de pupa de 1 a 3 días y 2 días en frijol y tomate respectivamente. Así, el ciclo total de *Bemisia tabaci* tiene una duración de 20 días en frijol (al igual que en escobilla y flor amarilla) y 21 días en tomate.

Los adultos de *Bemisia tabaci* presentan diferencias en el tamaño dependiendo del sexo. El macho posee un cuerpo de  $0.85\text{mm} \pm 0.05$  mientras que la longitud del cuerpo de la hembra es de  $0.91\text{mm} \pm 0.04$ . Con las alas extendidas, el macho mide  $1.81\text{mm} \pm 0.06$  y la hembra  $2.13\text{mm} \pm 0.06$ . Además de la diferencia en tamaño, los machos adultos viven menos tiempo que las hembras. Las hembras viven de 38 a 74 días y los machos únicamente de 9 a 17 días [Vilarinho de Oliveira, s.a.]. Según el estudio realizado por Menéndez & Pérez (1994), las hembras viven 17 días y los machos únicamente 14 en frijol y 19 días y 15 días en tomate (longevidad de hembra y macho adulto respectivamente).

De acuerdo con Byrne & Bellows (1991), citados por Sponagel & Fúnez (1994), la emergencia de los adultos de la cutícula pupal es mayor con la presencia de la luz y muy pocos emergen en la oscuridad. Bajo una temperatura constante de  $29.5^{\circ}\text{C}$ , el 90% de *B. tabaci* emerge de sus pupas entre las 6:00 y 9:30am. La eclosión no ocurre con temperaturas por debajo de los  $17^{\circ}\text{C}$ .

De acuerdo con Byrne & Bellows (1991), citados por Sponagel & Fúnez (1994), los adultos de *Bemisia tabaci* expanden sus alas inmediatamente después de abandonar el pupario. Poco tiempo después, los adultos, machos y hembras, comienzan a cubrirse a si mismos con la cera blanca segregada por las glándulas del insecto. El apareamiento inicia entre las 12 horas y 2 días después de la emergencia. Los adultos copulan varias

veces durante su vida. El período de preoviposición varía según las diferentes épocas del año y puede durar desde 8 horas hasta 4 o 5 días.

La hembra generalmente deposita sus primeros huevos en el envés de la hoja de la planta hospedera donde se encuentra también el pupario del cual emergió [Byrne & Bellows, 1991, citados por Sponagel & Fúnez, 1994] pero rápidamente se dirige a otras jóvenes de la parte superior de la misma planta o a hojas de una planta vecina. La oviposición normalmente es más intensa en las hojas superiores en relación a las inferiores, las cuales son abandonadas paulatinamente por los adultos. La mosca blanca es posiblemente atraída a las hojas superiores debido a una combinación de geotropismo negativo y una selección nutritiva para la alimentación y la reproducción. [King & Saunders, 1984, citados por Sponagel & Fúnez, 1994].

Según Kranz *et. al.* (1982), citado por Sponagel & Fúnez (1994), la capacidad de oviposición de *Bemisia tabaci* es, en promedio, de 160 huevos durante toda su vida. Una hembra deposita un promedio de 1.9 huevos por día. De acuerdo con los resultados obtenidos por Menéndez & Pérez (1994) el número promedio de huevos puesto por hembra es 128 en frijol y 95 en tomate. La oviposición sólo es posible sobre plantas vivas y la tasa de oviposición depende en gran medida de las condiciones climáticas y de la planta hospedera. En caso de escasez de alimentos, las hembras detienen la postura. [Byrne & Bellows, 1991, citados por Sponagel & Fúnez, 1994]

De acuerdo con Kranz *et. al.* (1982) citado por Sponagel & Fúnez (1994), la longevidad de los adultos es muy variable y depende en primer lugar de las condiciones climáticas y alimenticias.

## **5. Ecología y Migración de *Bemisia tabaci***

La cantidad y al distribución de lluvia afecta el desarrollo de la mosca blanca. Generalmente, lluvias intensas disminuyen la población de la plaga en cultivos y en plantas silvestres.[Kranz *et. al.*, 1982, citado por Sponagel & Fúnez, 1994]

Según Byrne & Bellows (1991), citados por Sponagel & Fúnez (1994) *Bemisia tabaci* es considerada poco apta para volar. En el campo se observó vuelos de hasta 7km, pero comúnmente no vuela activamente más de 150m. La dirección del vuelo está determinada básicamente por el viento. La mosca blanca puede volar (arrastrada por el viento) a altitudes muy altas, siguiendo la dirección determinada por el viento. El movimiento a corta distancia ocurre cerca del suelo (menos de 10cm sobre el suelo) y el vuelo es realizado principalmente en la mañana y a mediodía. [Sponagel & Fúnez, 1994]

Shutte & Bruno, en 1968, hicieron las únicas observaciones sobre migración de *Bemisia tabaci* en la zona costera salvadoreña. De sus investigaciones concluyeron que *B. tabaci* aparentemente se deja llevar por el viento predominante, hasta 400m de la orilla, en campos de algodón libres de malezas en su interior. El máximo de ninfas encontradas fue a los 100m. [Serrano Cervantes *et. al.*,1992)

## **6. Selección de Plantas Hospederas**

Según Amaya (1973) citado por Serrano Cervantes *et. al.* (1992), una vez que las moscas blancas entran a un área con plantas hospedantes, la mayoría de especies responden a los colores como una señal para escoger sitios para alimentación y oviposición.

Estos mismos autores citan a Amaya (1973) quien realizó el estudio “Influencia de colores en la atracción de la mosca blanca *Bemisia tabaci* Genn en frijol común.” En el estudio se comparó la atracción de 5 colores



pintados en tarjetas de 7.6 X 12.7cm recubiertas con aceite, sobre adultos de *Bemisia tabaci* en el invernadero. El color amarillo 2601 atrajo 146 adultos, contra 21 del verde limón y 40 menos en los otros colores. Luego se comparó la ubicación sobre el follaje en un campo sembrado con frijol común (20, 30, 40, 60, 80 y 100cm). La altura de 20cm sobre el frijolar atrapó 60% más moscas que la altura más cercana.

Según Van Lenteren & Noldus (1990), citados por Sponagel & Fúnez (1994), para *Bemisia tabaci*, el único factor de selección a larga distancia de plantas hospederas es el color de la planta. El color más atrayente es amarillo – verdoso, seguido por amarillo, rojo, naranja, verde oscuro y purpúreo. No se detectó una atracción por olor o una selección por la forma y la estructura de la hoja. Por lo general, *Bemisia tabaci* aterriza en el haz de la hoja y posteriormente se encamina hacia el envés de la misma, movimiento inducido por los factores luz y gravedad. La selección final de plantas hospederas después del aterrizaje ocurre cuando el insecto inyecta su estilete al tejido de la hoja. Si el tejido no es apropiado para la alimentación debido a sus compuestos químicos o a la estructura física, el insecto lo abandona y emigra en búsqueda de una planta hospedera más propicia.

### **7. Medidas Culturales para el Control de *Bemisia tabaci***

Existen diversas medidas culturales para el control de la mosca blanca en el contexto del manejo integrado de plagas. Entre ellas cabe mencionar:

- Incorporar los rastros de cultivos cosechados.
- Eliminar plantas hospederas alternas dentro y fuera de plantación; eliminación de malezas.
- Evitar la siembra directa/favorecer el trasplante.
- Trasplante de plántulas sanas y vigorosas.
- Inicio de la siembra en la última posición contra el viento.
- Siembra en alta densidad.

- Rotación con cultivos no – hospederos de mosca blanca.
- Establecer período libre de siembra.
- Coordinar la siembra con las épocas de baja presencia de mosca blanca.
- Uniformizar fechas de siembra.
- Uso de variedades resistentes, tolerantes o precoces.
- Proveer condiciones óptimas para el crecimiento de la planta en el vivero y en el campo.
- Siembra de cultivos atractivos (trampa) en los bordes y combate químico de las moscas adultas.
- Cultivos Asociados

[Sponagel & Fúnez, 1994; Salguero, 1992]

Sin embargo, de acuerdo con Salguero (1992) el control cultural no elimina totalmente el problema, comparado con una práctica química, si no que únicamente contribuye a reducir el problema.

### **8. Medidas Mecánicas para el Control de *Bemisia tabaci***

Además de las medidas culturales, se utilizan diversas medidas mecánicas. Entre ellas:

- Siembra de barreras rompeviento
- Raleo de las plantas con síntomas de virosis en el vivero y en la plantación establecida
- Uso de trampas amarillas
- Viveros protegidos
- Uso de mulch plástico

[Sponagel & Fúnez, 1994]

Otro aspecto de control, además de los ya mencionados y del control tradicional con químicos, es el control con insecticidas no – tóxicos (productos naturales y biotecnológicos, como por ejemplo, extractos de Nim (*Azadirachta indica*).

## **9. Control Biológico**

Otro aspecto del control de plagas que en los últimos años ha ganado popularidad, es el control biológico.

De acuerdo con Lecuona (1996), el USDA define el control biológico como: “el uso o manejo de enemigos naturales nativos, introducidos o genéticamente modificados (predadores, parásitos, parasitoides y patógenos de plagas) y otros organismos benéficos seleccionados (antagonistas, competidores y alelopáticos), y sus productos, para reducir las poblaciones y los efectos de las plagas.” Un concepto un poco más sencillo lo presenta Cave (1994), quien define el control biológico como “la acción de los enemigos naturales (depredadores, parásitos, parasitoides y patógenos) para mantener la población de un organismo a un promedio inferior al que existiría en su ausencia.” Así mismo, afirma que “los enemigos naturales no erradican la población de su presa u hospedante porque así eliminarían su fuente de alimento y reproducción. Hay individuos presa y hospedantes que escapan a la depredación, parasitismo e infección, los cuales se reproducen para mantener la fuente de alimento y reproducción de los enemigos naturales.

### **9.1 Parasitoides de *Bemisia tabaci***

Serrano Cervantes *et. al.* (1992) establece que en 1976, profesores del Departamento de Parasitología de la Facultad de Ciencias Agronómicas y del Departamento de Biología de la Facultad de Ciencias y Humanidades de la Universidad de El Salvador, reportan el primer hallazgo de parasitoides de *B. tabaci* en una parcela de

algodón sin tratamiento químico. Se trataba de *Encarsia pergandiella* How y *Encarsia quaintancei* How, identificadas por el Dr. Gordon Gordh del Museo Nacional de Washington. Posteriormente, en 1978, se publica la existencia de *Encarsia*, *Eretmocerus* y *Cocophagus*, parasitoidizando ninfas de *Bemisia tabaci* en El Salvador.

Según este mismo autor, en el período marzo – agosto de 1991 se buscaron moscas blancas y sus parasitoides en plantas cultivadas y silvestres de tres zonas de la cuenca del Lago de Ilopango; llegándose a determinar que *Encarsia* es el parasitoide más dominante en cuanto a diversidad taxonómica (13 especies), de las cuales fueron identificadas las siguientes: *E. tabacivora*, *E. transvena*, *E. hispida de santis*, *E. americana*, *E. formosa*, *E. opulenta* y *E. nigricephala*. Entre otros géneros registrados en dicho estudio se tienen *Eretmocerus*, *Amitus*, *Eudermophale* y un hiperparasitoide del género *Signiphora aleyrodes*.

## **9.2 Depredadores de *Bemisia tabaci***

Cave (1994) menciona que los depredadores de *Bemisia tabaci* en América Central no son tan conocidos como sus parasitoides, siendo el depredador de mayor potencial *Delphastus pusillus* (LeConte) (Coleoptera: Coccinellidae).

En cuanto a los depredadores de ninfas de *B. tabaci* observados en El Salvador en el período de 1977 – 78, cabe mencionar: *Cycloneda sanguinea*, *Scymnus*, *Hyppodamia convergens*, *Coleomegilla maculata*, *Chrysopa* y *Condylostilus*. En 1991, se reportan los depredadores *Azya luteipes*, *Chilocorus cacti*, *Chrysopa* sp. y algunos dípteros de la familia Dolichopodidae. [Ardón *et. al.*, 1992, citado por Serrano Cervantes *et. al.*, 1992]

El problema principal con depredadores es que son generalistas, lo cual impide que se concentren sus esfuerzos en la plaga y no permite la sincronización de las poblaciones de plagas y depredadores (Cave, 1994).

### **9.3 Control Microbiano**

Entre los patógenos de insectos plagas (entomopatógenos) se citan a las bacterias, hongos, virus, protozoos y nemátodos como los que presentan mayores posibilidades para emplearlos en el control microbiano, rama del control biológico.

Como todo método de reducción de plagas, el control microbiano presenta ventajas y desventajas. Algunas de las ventajas que se puede mencionar son las siguientes:

- ❖ **Especificidad:** los entomopatógenos tienen grados de especificidad variables ya que algunos parasitan a un solo hospedante; mientras que otros son capaces de hacerlo sobre diferentes especies de insectos. Por ejemplo, ciertos virus son específicos de insectos del mismo género o de una misma familia; siendo ocasional el parasitismo en diferentes órdenes de insectos. En relación con las bacterias, *Bacillus thuringensis* puede infectar larvas de varias especies de lepidópteros. Los hongos pueden atacar ciertas familias, como es el caso de *Verticillium lecanii* patógeno de pulgones (Aphididae) y el caso de *Nomuraea rileyi* que parasita fuertemente las larvas de noctuidos (Noctuidae). Sin embargo, hay casos de una alta especificidad entre hongo – insecto, por ejemplo a nivel de cepas.

Este fenómeno de especificidad hace posible que los entomopatógenos puedan ser bien integrados al MIP, seleccionándose aquellas cepas de microorganismos que presenten

selectividad o baja mortalidad para otros enemigos naturales como parasitoides y predadores.

- ❖ **Multiplicación y Dispersión natural:** los patógenos se multiplican y dispersan dentro del mismo agroecosistema lo que posibilita su transmisión generacional y un nivel de reducción natural de la plaga.  
Pueden permanecer en el área, tanto en insectos vivos invernantes o en sus cadáveres, como en el suelo. Además, pueden ser transmitidos de una generación a otra de un insecto plaga, al contaminar los huevos o desoves, e infectarse las crías recién nacidas.
- ❖ **Efecto secundario:** en ciertos casos, el microorganismo no ocasiona la muerte directa del insecto pero provoca alteraciones en su ciclo biológico, como la disminución de la oviposición y de la viabilidad de los desoves, o el aumento de la sensibilidad a otros agentes de control.
- ❖ **Control permanente:** Si el patógeno logra introducirse y colonizar un agroecosistema, especialmente en cultivos perennes o semiperennes, puede mantener a la población de la plaga por debajo de niveles de daño económico.
- ❖ **Aplicación Asociada:** los insecticidas microbianos pueden ser aplicados con subdosis de insecticidas químicos, para obtener un efecto sinérgico, así como realizar mezclas de patógenos. Esto no requiere de máquinas o equipos especiales.
- ❖ **Polución y Toxicidad:** los entomopatógenos no contaminan el ambiente, ni son tóxicos para el hombre y otros animales.
- ❖ **Resistencia:** la probabilidad de aparición de resistencia en los insectos es extremadamente baja, si se la compara con la alta probabilidad que tienen de adquirirla a los agroquímicos.
- ❖ **Económicas:** en países menos industrializados y con mano de obra más barata, tanto la producción de estos insumos biológicos, como

el manejo de los entomopatógenos en el agroecosistema, permitiría un ahorro de divisas considerable, debido a la reducción de las importaciones de insecticidas.

Sin embargo, no todo es positivo acerca del control microbiano. Este presenta algunas desventajas y dificultades que se plantean a continuación:

- ❖ **Condiciones climáticas:** determinados patógenos son muy sensibles a ciertos parámetros climáticos como temperatura, humedad relativa, luminosidad, etc. que pueden perjudicar su acción. Algunos de estos inconvenientes pueden ser superados con el tipo de formulación (incorporación de protectores) y el momento de aplicación (horas de menor insolación).
- ❖ **Almacenamiento:** los entomopatógenos requieren mayores cuidados en esta etapa para evitar pérdidas de su patogenicidad o disminución de su virulencia. Para ello, la selección de cepas del microorganismo como su formulación pueden disminuir estos daños.
- ❖ **Período de aplicación:** se debe tener en cuenta el ciclo evolutivo del patógeno y del cultivo para planificar las aplicaciones y lograr reducir la población de la plaga antes que alcance el nivel de daño económico. Se debe recordar que se aplica un organismo vivo y no una molécula. Esta planificación no debería ser demasiado problemática si se cuenta con buenos conocimientos sobre el manejo del cultivo y del microorganismo en cuestión. (Coulson, 1989, citado por Lecuona, 1996)

## 10. Hongos Entomopatógenos

En relación al control microbiano de *Bemisia tabaci* uno de los grupos más efectivos es el de los hongos, los cuales se encuentran principalmente en el clima húmedo y atacan en primera línea los estadios ninfales.

Los más frecuentes hongos antagonistas de moscas blancas son los géneros *Verticillium*, *Paecilomyces*, y *Aegerita*. [Sponagel y Fúnez, 1994]

Los hongos entomopatógenos son un grupo de microorganismos ampliamente estudiados en todo el mundo, existiendo más de 700 especies reunidas en 100 géneros. Ellos tienen la particularidad de parasitar a diferentes tipos de artrópodos (insectos y ácaros) y de encontrarse en los hábitats más variados, ya sea acuáticos o terrestres, y dentro de éstos, en cultivos anuales, semiperennes y perennes. Asimismo, los hongos pueden jugar un papel muy importante en la salud humana, ya que algunas especies son muy virulentas para moscas y mosquitos. Finalmente, su característica de penetrar al hospedante vía tegumento no es muy común entre el resto de los entomopatógenos. (Papierok, 1991, citado por Lecuona, 1996]

Su importancia dentro de un programa de Manejo Integrado de Plagas la demuestran las formulaciones que fueron y son realizadas con ellos y que son realizadas en distinto países. Actualmente, las especies que están siendo más estudiadas en programas de cooperación con la industria son *Metarhizium anisopliae*, *Beauveria bassiana*, *Beauveria brongniartii*, *Verticillium lecanii*, *Paecilomyces fumosoroseus* y *Lagenidium giganteum*. [Lecuona, 1996]

Dentro de la clasificación taxonómica, la diversidad de hongos entomopatógenos se ubican en su mayoría en la clase de los Deuteromycetes, como por ejemplo los géneros: *Beauveria*, *Hirsutella*, *Metarhizium*, *Paecilomyces*, *Verticillium*, *Nomuraea*, *Aschersonia*,



*Aspergillus*, etc. Otros se ubican en la clase Ascomycetes (*Cordyceps* y *Turrubiella*), y en menor cantidad en las clases Chytridiomycetes (*Coelomyces* y *Entoderma*) y Zygomycetes (*Entomophthora*). [Parada Jaco & de Serrano, 1998]

Los Deuteromycetes se caracterizan porque su micelio es tabicado y la reproducción se realiza por conidios solamente, y carecen de estructuras sexuales. Los géneros del orden Moniliales se caracterizan porque las conidias se pueden producir directamente en el micelio o en las células esporogéneas separadas, o en conidióforos, los cuales pueden estar agrupados en racimos o paquetes. [Kuno *et. al.*, 1982]

### **11. Modo de Acción y Ciclo de Vida de los Hongos Entomopatógenos**

De manera general, el desarrollo de una micosis se inicia por la adhesión al tegumento y la germinación de los conidios o esporas sobre éste, y se puede separar en seis fases principales:

**a) unión de la unidad infectiva a la epicutícula** por medio de un mecanismo pasivo o por medio de un mecanismo que involucre materiales mucilaginosos.

**b) germinación:** la espora produce un tubo germinativo sobre la cutícula del insecto. Esto ocurre en un mínimo de 12 horas y depende de la humedad ambiental, la temperatura y, en menor grado, de la luz y ambiente nutricional.

**c) Formación de apresorios** (dilataciones de las hifas en la extremidad del tubo germinativo) **y estaquilla de penetración.** Los apresorios y estaquilla de penetración (que se forma en la parte inferior del apresorio y penetra la epicutícula del insecto) no se forman cuando la penetración se da por aberturas naturales.

**d) Penetración.** Esta penetración, de acuerdo a información proporcionada durante el curso de Control Biológico de CATIE (Turrialba, Costa Rica, 1995), puede ocurrir de dos formas: por un proceso físico o por un proceso químico. Durante el proceso físico, la penetración se da por presión de las hifas que rompen las áreas membranosas o esclerosadas. En el proceso químico se da la producción de enzimas (proteasas, lipasas y quitinasas) que facilitan la penetración mecánica.

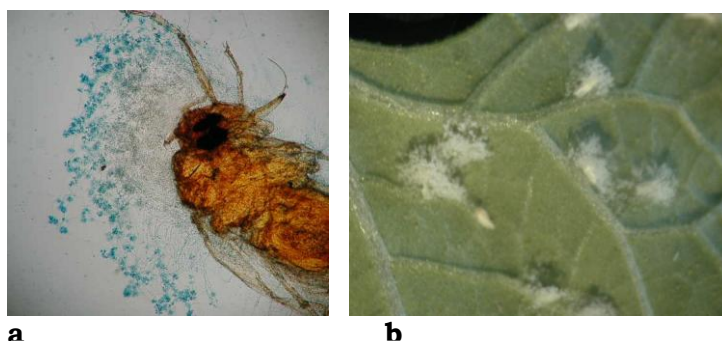
La penetración generalmente se da a través de la cutícula del insecto, sin embargo, diversos autores citados por Roberts & Yendol (1971) & Vega (1997), reportan casos aislados de invasión del hongo a través del tracto respiratorio o digestivo del insecto.

**e) Colonización.** La hifa al penetrar se engrosa y ramifica en el tegumento y luego en el hemocele formando pequeñas colonias. Según Roberts & Yendol (1971) & Roberts (1981), existen algunas cepas de hongos entomopatógenos que producen suficientes toxinas en esta etapa como para causar la muerte, aunque ningún órgano principal haya sido invadido.

Después de la muerte el hongo crece dentro del cadáver y todos los tejidos internos son penetrados por hifas filamentosas. No hay desintegración del cuerpo del insecto porque el patógeno libera sustancias antibacterianas (curso Control Biológico, CATIE, Turrialba, Costa Rica, 1995). Así se da un proceso de momificación del cuerpo del insecto.

La secuencia de la colonización es la siguiente: primero los cuerpos grasos, sistema digestivo, tubos de Malpighi, hipodermis y sistema nervioso, músculos y tráquea. El tiempo de colonización del hongo está entre 76 a 120 horas.

**f) Reproducción del hongo.** La muerte del insecto infectado ocurre a los 4 ó 5 días; 48 a 60 horas después de la muerte, las hifas comienzan a emerger por los espiráculos, a través de las áreas más delgadas (regiones intersegmentarias). Después emergen por la cutícula más gruesa por medio de presión mecánica. A las 24 a 48 horas después de la emergencia de las hifas ocurre la producción de conidios y este proceso requiere una atmósfera saturada (Vega, 1997). La **figura 8** muestra un individuos adultos de *Bemisia tabaci* infectado por *Paecilomyces* sp., donde es fácil observar el micelio del hongo creciendo sobre el cuerpo del insecto.



**Fig. 8.** *Bemisia tabaci* proveniente de Zapotitán, con crecimiento de *Paecilomyces* sp. vista al microscopio (a) y al estereoscopio sobre plántulas de frijol (b). Junio /Julio 2001.

Cada uno de estos pasos es importante, no sólo para provocar la muerte del hospedante, sino también para la posterior disseminación en el hábitat. Se puede afirmar que las tres primeras etapas; adhesión, germinación y penetración, son fundamentales para iniciar un proceso patogénico y son las que más influyen sobre la especificidad entre el patógeno y el hospedante. [Lecuona *et. al.*, 1996]. Según Roberts (1981), muchos hongos entomopatógenos sobreviven a sus hospederos únicamente después de cierto crecimiento en el hemocele; así que se presume que las toxinas producidas por el hongo pueden llegar a causar la muerte del hospedero. Obviamente, aquellos hongos que no pueden completar de manera satisfactoria las primeras etapas de la micosis tendrán baja virulencia a pesar de poseer una alta capacidad para sintetizar toxinas. Este mismo autor menciona el aislamiento de ácido pyridine – 2, 6 – dicarboxílico a partir de *Paecilomyces farinosus* y *P. fumosoroseus*. Así mismo menciona el

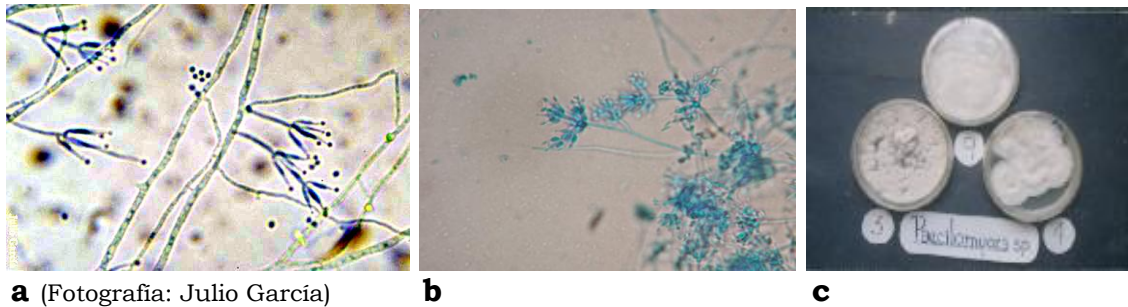
aislamiento del ciclopéptido beauvericina a partir del micelio de *P. fumosoroseus*.

## **12. Descripción del Género *Paecilomyces***

El género *Paecilomyces*, del cual se han identificado aproximadamente 31 especies y puede causar infección en insectos de más de 25 familias, (Vega, 1997), posee conidióforos erectos los cuales pueden ser simples o ramificarse en sus ápices, los cuales poseen de dos a varias fiálidas. Las fiálidas son característicamente hinchadas en su base y ahusadas en sus ápices. Usualmente se encuentran en pares, grupos o verticilos. *Paecilomyces* produce conidias en medio sólido y blastosporas en medio líquido. Las conidias unicelulares, pueden ser lisas o rugosas. hialinas o de coloración oscura y de forma ovoide a fusoide. Son producidas en cadenas enmarañadas en el ápice de las fiálidas. Las esporas libres son similares a las de *Penicillium*; pero las cadenas de esporas tienden a ser ampliamente divergentes en *Paecilomyces* y un tanto más paralelas en *Penicillium*.

Las colonias del género son de crecimiento rápido, planas, de textura algodonosa a fibrosa. Inicialmente de color blanco, tornándose amarillas, amarillas – cafésosas, café olivo con un color blanco sucio o café al reverso. Una de las características más importantes del género es que no produce colonias verdes o azules y algunas especies producen pigmentos característicos, como en el caso de *Paecilomyces fumosoroseus* que produce un pigmento ocre y *P. lilacinus* que produce un pigmento color lila. También se menciona que un aroma dulce puede ser asociado con cultivos viejos y que, en general, las especies del género crecen bien en medio corriente para hongos (Malloch, 1997 & Bainier, 1907, según el sitio web Dr. Fungus). En la **figura 9** se presentan colonias de *Paecilomyces* sp. de las cepas evaluadas en el presente estudio creciendo en PDA y donde se

puede observar la diferencia en textura y crecimiento entre ellas y vistas microscópicas de las mismas.



**Fig. 9.** (a y b) Vistas microscópicas de *Paecilomyces* sp. (c) vista de tres de las cepas evaluadas en el presente estudio, creciendo en PDA.

### 13. Parámetros de Evaluación de Entomopatógenos

El éxito del control de una plaga mediante el uso de enemigos naturales depende de ciertos factores que éstos deben poseer. Un enemigo natural exitoso debe tener una tasa de reproducción alta, habilidad para encontrar o entrar en contacto con su hospedero; debe poseer especificidad en relación a su hospedero, adaptabilidad a diversas condiciones ambientales y poseer cierto nivel de sincronización con su hospedero (Hoffman & Frodsham, 1993)

Mahr (1999) menciona que algunos factores que afectan la adopción y aceptación de las prácticas de control de plagas es que estos deben de tener un costo económico efectivo, su empleo debe ser relativamente sencillo y seguro para el ser humano, el agroecosistema y medioambiente. Para desarrollar un agente de control eficiente, debe desarrollarse protocolos de evaluación específicos basados en la plaga, el enemigo natural y cómo éste es empleado, el cultivo y los factores ambientales que afectan todo esto.

Existen, así mismo, ciertos parámetros para la producción comercial y uso exitosos de hongos entomopatógenos. Primero, un agente para producción

masiva debe tener rápido crecimiento, esporulación abundante y alta virulencia hacia los individuos plaga. En segundo lugar, el costo de producción debe ser mínimo para lograr competir en el mercado con los plaguicidas convencionales y en tercer lugar, los productos comerciales deben ser formulados para controlar diversas plagas con aspectos biológicos distintivos. Finalmente, los productos formulados deben estar adecuados para un largo período de almacenamiento bajo condiciones ambientales naturales o muy similares a las naturales (Feng *et. al.*, 1994). Idealmente, los materiales utilizados en formulaciones comerciales deben proveer cierta protección contra las altas temperaturas, baja humedad y luz ultravioleta (Vega, 1999). Una vida de anaquel de 18 meses en generalmente recomendada para el mercado agrícola (Couch & Ignoffo, 1981).

Para la evaluación apropiada de enemigos naturales se necesita un entendimiento de los ciclos de vida tanto del enemigo natural como de la plaga, lo cual incluye la habilidad para reconocer los diferentes estadios vitales de ambos. (Mahr, 1999)

A pesar de los muchos parámetros de evaluación que deben ser tomados en cuenta y las muchas ventajas mencionadas en relación al control biológico, la característica más importante que éste debe poseer es que **debe funcionar**. Inútil es, si un agente de control biológico no funciona en el campo y para los agricultores, extenderse en las virtudes de éste desde el punto de vista económico y la seguridad ambiental y para el ser humano. (Mahr, 1999)

#### **14. Antecedentes del control Microbiano**

Desde la remota antigüedad (1700 a.c.) se conocía en China las enfermedades que afectan al gusano de seda (*Bombix mori*) y fue a partir de 1,835 que Agostino Bassi, por primera vez, demostró que el agente

causal del gusano de seda era un hongo: *Beauveria bassiana*. Así se pensó en la posibilidad de emplear microorganismos en la lucha contra insectos plaga. [de Solano, 1996]

Durante la edad media se conocían en Europa ciertas enfermedades de las abejas. En 1870, Luis Pasteur realizó investigaciones muy exitosas sobre las dos enfermedades que afectan al gusano de seda: la Pebrina y la Flacheria. Los resultados de esas investigaciones permitieron salvar a la industria de la seda francesa de la ruina. [De Bach P., 1964, citado por Estrada, 1991]

En los años 1911 y 1912, d' Herelle, estudió las enfermedades que afectaban a las langostas o chapulines que llegaban a Yucatán procedentes de Guatemala. Los movimientos masivos de chapulines (mangas) se extinguían en México como resultado de una enfermedad que les producía diarreas, las cuales las debilitaban y causaban la muerte. El organismo que causaba esta enfermedad se conoció como *Coccobacillus acridiorum*, que de acuerdo a la moderna nomenclatura pertenece a *Cloaca cloacae* var *acridiorum* [De Bach P., 1964, citado por Estrada, 1991] Juan Antonio Alvarado reportó en 1939 en la localidad de Santa María de Jesús en Guatemala una enfermedad que causaba gran mortandad en larvas defoliadoras de los pinos. Por la descripción aparenta tratarse de un virus de poliedrosis nuclear (VPN), [Alvarado, 1939, citado por Estrada, 1991]

Según Estrada (1991), en la región algodonera de Tiquisate, Guatemala, durante los trabajos demostrativos del Control Integrado de Plagas del Algodonero realizados por ICAITI y el Consejo Nacional del Algodón, se recolectaron larvas muertas de "gusano soldado" (*Spodoptera exigua*), las cuales, al ser examinadas microscópicamente, resultaron con virosis poliédrica (VPN). Se aplicó sobre un área de 50 manzanas, el macerado de 5,000 larvas aproximadamente; desencadenando una epizootia que barrió

literalmente a la población de larvas de soldado, aunque no afectó a las otras especies de lepidópteros presentes. También asegura que, al final de la estación lluviosa, en las plantaciones de soya y algodón, se encuentran grandes cantidades de larvas lepidópteras muertas a consecuencia de grandes enfermedades producidas por hongos como *Spicaria (Nomurea rileyi)*. En el caso del gusano peludo (*Estigmene acrea*), las poblaciones son diezmadas por el hongo *Entomophthora grylli*. También se presentan epizootias muy severas en las poblaciones de gusanos falsos medidores *Trichoplusia ni* y *Pseudoplusia includens*, causadas por virus de la poliedrosis nuclear (VPN). Además la “chinche salivosa” (*Aenolamia postica*) presenta verdaderas epizootias naturales al final de la estación lluviosa, causadas por los hongos *Entomophthora coronata* y *Metarhizium anisopliae*. Así también, en la producción cafetalera, la plaga de la broca del cafeto *Hypothenemus hampei* es afectada durante la estación lluviosa por el hongo *Beauveria bassiana*. [Monterroso, 1983, citado por Estrada, 1991].

Según de Solano (1996), uno de los primeros intentos en usar microorganismos para el control de insectos fue hecho por un ruso, Elie Metchnikoff, en 1879, cuando usó el hongo *Metarhizium anisopliae* contra *Anisoplia austriaca*. Posteriormente, un estudiante inició la reproducción masiva del hongo para uso contra ciertas plagas del suelo; y una preparación comercial del hongo estuvo disponible en París en 1891. Actualmente se conocen alrededor de 700 especies de hongos entomopatógenos y aproximadamente 100 se han estudiado con cierta profundidad; pero solamente 6 especies han sido registradas para uso en el control de plagas.

La Agencia de Protección Ambiental (EPA) de los Estados Unidos tiene registrados 20 pesticidas microbiales; de los cuales 5 están constituidos por hongos. También, en Guatemala, el fabricante formulador “Agrícola El



Sol” distribuye un producto a base de *Metarhizium anisopliae* llamado Met 92 y recomienda utilizarlo en caña de azúcar contra el barrenador del tallo (*Diatrea lineolata*), chinches salivazo (*Aenolamia sp.* y *Prosapia sp.*), gallina ciega (*Phyllophaga sp.*), y gusano de alambre (*Conoderus sp.* y *Agriotes sp.*). También recomienda que la misma preparación se utilice en café contra el minador de la hoja (*Leucoptera coffeella*), broca (*Hypothenemus hampei*) y en banano puede ser utilizada contra el picudo (*Cosmopolites sordidus*). [de Solano, 1996]

En la República de Cuba se han desarrollado diversos productos biológicos para el control de plagas a escala nacional. Entre ellos se pueden mencionar: **Thurisav - 24** (*Bacillus thuringiensis*) var. Kurstaki Cepa LBT - 24, altamente efectivo contra *Plutella xylostella* ( polilla de la col), *Trichoplusia ni* (falso gusano medidor), *Erinnys ello* (primavera de la yuca), *Spodoptera frugiperda* (palomilla del maíz), *Spodoptera spp.*(matequillas, prodenias), *Ascia monuste eubotea* (gusano de la col), y *Diaphania hyalinata* (gusano de los melones); **Thurisav - 13** (*Bacillus thuringiensis*) Cepa LBT - 13, utilizado contra *Ployphagotarsonemus latus* (ácaro blanco), *Phyllocoptruta oleivora* (ácaro del moho), y *Tetranychus tumidus* (ácaro rojo); **Thurisav - 21** (*Bacillus thuringiensis*) var. kurstaki Cepa LBT - 21 empleado en el control de *Heliothis virescens* (cogollero del tabaco) y *Plutella xylostella* (polilla de la col); **Thurisav - 1** (*Bacillus thuringiensis*) var. kurstaki, contra *Mochis latipes* (falso medidor) y *Plutella xylostella* (polilla de la col); **Vertisav - 57** (*Verticillium lecanii*) Cepa Y - 57, muy eficaz en el control de *Bemisia tabaci* (mosca blanca), *Myzus persicae* (áfidos) y *Boophilus microplus* (garrapatas); **Basisav - 1** (*Beauveria bassiana*) Cepa LBB - 1 para el control de *Cylas formicarius* (tetuán del boniato), *Cosmopolites sordidus* (picudo negro), *Pachnaeus litus* (picudo verde azul), *Diatraea saccharalis* (bórer de la caña), y *Lissorhoptrus brevirostris* (picudo acuático); **Metasav - 11** (*Metarhizium anisopliae*) Cepa LBM - 11, altamente eficaz contra *Lissorhoptrus brevirostris* (picudo

acuático), *Cosmopolites sordidus* (picudo negro), *Mocis spp.* (falso medidor), y *Monecphora bicincta fraterna* (salivita); **Paecisav - 1** (*Paecilomyces lilacinus*) Cepa LBP - 1 es eficaz en el combate de *Meloidogyne spp.* (nematodos formadores de agallas), *Globodera spp.* (nematodos formadores de quistes), *Rotylenchulus reniformis* (nematodos arriñonados), *Tylenchulus semipenetrans* (nematodos del cítrico), *Radopholus similis* (nematodos barrenadores) y *Cactodera cacti* (nematodo de los cactus); **Tricosav - 34** (*Trichoderma barzianum*) Cepa A - 34 utilizado en el control de *Phytophthora capsici* (marchitez del pimiento), *Phytophthora parasitica* (pudrición del tallo), *Rhizoctonia solani* (pudrición de la base del tallo o “damping off”), *Pythium aphanidermatum* (pudrición de la base del tallo o “damping off”) y *Sclerotium rolfsii* (tizón de la base del tallo o del sur) y **Bibisav - 2** (*Beauveria bassiana* (Bals) Vuill) Cepa MB - 1, el cual controla *Atta insularis* y *Acromyrmex octospinosus* (hormigas cortadoras de hojas). (Hoja informativa INISAV, s.a.)

## HIPOTESIS

**Hipótesis nula:** No existe diferencia en la eficiencia de las diez cepas de *Paecilomyces* sp. en relación al control biológico de *Bemisia tabaci*.

**Hipótesis alterna:** Existe diferencia en la eficiencia de las diez cepas de *Paecilomyces* sp. en relación al control biológico de *Bemisia tabaci*.

## **METODOLOGIA**

### **1. Ubicación del Área de Estudio**

Se intentó el establecimiento del pie de cría en jaulas entomológicas ubicadas en el área de la piscigranja de la Escuela de Biología, de la Facultad de Ciencias Naturales y Matemática, Universidad de El Salvador. El trabajo de laboratorio se realizó en el laboratorio de investigaciones del Departamento de Protección Vegetal de la Facultad de Ciencias Agronómicas, de la Universidad de El Salvador.

Las colectas para el establecimiento del pie de cría, así como para el ensayo previo, se realizaron en varias parcelas ubicadas en el Caserío El Tigre, Cantón Zapotitán, Municipio de Ciudad Arce, departamento de La Libertad. Dicha parcela se localizó con un posicionador geográfico (GPS) en los  $13^{\circ}45'51''$  LN y  $89^{\circ}26'50''$  LW. La colecta para el ensayo final se realizó en una parcela de tomate ubicada en el Caserío El Triunfo del Cantón El Triunfo, en el Municipio de Nueva San Salvador, departamento de La Libertad. Esta última parcela se referencia a los  $13^{\circ}35'04''$  LN y  $89^{\circ}18'38''$  LW.

### **2. Metodología de Campo**

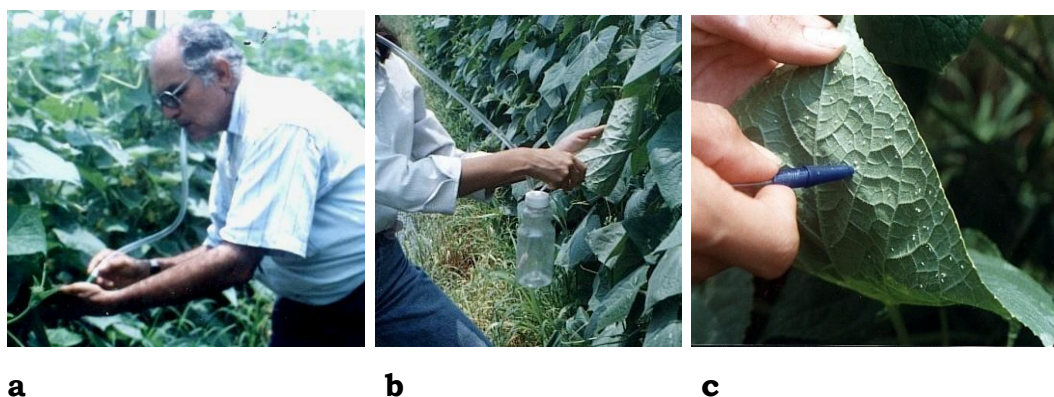
#### **2.1 Pie de Cría**

Se realizaron viajes de campo a diversas parcelas en el Cantón Zapotitán en el Departamento de La Libertad, con el fin de colectar especímenes de *Bemisia tabaci* para el establecimiento del pie de cría.

Se colectó tanto adultos como ninfas de *Bemisia tabaci*. Para la recolección de ninfas, se procedió a cortar las hojas infectadas con ninfas de la plaga y de mayor edad dentro del cultivo. Estas fueron envueltas en papel periódico y colocadas dentro de bolsas para ser

transportadas al laboratorio. Una vez en el laboratorio, se colocó las hojas en cámaras de cría artesanales para esperar la emergencia de los adultos, los cuales eran liberados dentro de jaulas entomológicas conteniendo plantas jóvenes de frijol.

Los adultos fueron colectados utilizando aspiradores entomológicos (**fig. 10**) y una jaula diseñada especialmente para este propósito (**fig. 11**). Los adultos colectados con los aspiradores eran inmediatamente depositados en frascos colectores conteniendo hojas del respectivo hospedero (**fig. 12**) y puestos en hieleras para proteger a los individuos del sol y el calor. Así eran transportados al área de la piscigranja de la Escuela de Biología, donde se encontraban las jaulas entomológicas que servirían para el desarrollo de la colonia confinada (pie de cría). Estas jaulas contenían varias plantas de frijol jóvenes (antes de su floración) para la alimentación y oviposición de los adultos. Se introdujeron los frascos colectores en jaulas separadas dependiendo del hospedero del cual provenían las moscas, y se procedió a la liberación de las mismas. Posteriormente, se cubría las jaulas con tela o plásticos negros para evitar que las moscas volaran hacia las fuentes de luz y así facilitar la colonización efectiva de la planta no se instalaran en el envés de las hojas.



**Fig. 10.** Metodología de colecta de adultos de *Bemisia tabaci* utilizando aspiradores entomológicos

Las colectas se realizaron en diversos hospederos. Entre ellos pepino (*Cucumis sativa*), pipián (*Cucurbita argyrosperma*), loroco (*Fernaldia pandurata*), frijol (*Phaseolus vulgaris*), Clavelón (*Hibiscus rosasinensis*), Madrecacao (*Gliricidia sepium*) y tomate (*Lycopersicon esculentum*).



**Fig. 11.** Jaula para colecta en campo

## **2.2 Colecta de Insectos Adultos para Aplicación Directa**

Se hizo una colecta especial en campo, para cada uno de los ensayos, con el objetivo de tener una población natural heterogénea para la evaluación de cada una de las cepas.



**Fig. 12.** Frascos colectores utilizados en campo

## **3. Metodología de Laboratorio**

El trabajo se llevó a cabo a nivel de laboratorio y consistió en evaluar la eficiencia de 10 cepas nativas de *Paecilomyces* sp. como controlador biológico de la mosca blanca (*Bemisia tabaci*). Las colonias de dichas cepas, proporcionadas en tubos de ensayo con PDA (papa – dextrosa – agar) por el Departamento de Protección Vegetal de la Facultad de Ciencias Agronómicas, son de origen monospórico, tal como recomienda Lecuona (1996), es decir, que cada cepa procede de una sola espora. Dichas cepas fueron aisladas de un individuo infectado de *Bemisia tabaci* encontrada en

un cultivo de pipián en la zona costera de Cangrejera, por personal de la Facultad de Ciencias Agronómicas en 1997.<sup>2</sup>

El primer paso para llevar a cabo la evaluación fue reactivar las cepas pasándolas por su hospedero natural (*Bemisia tabaci*), con el fin de que éstas recuperaran su virulencia, ya que después de mucho tiempo de almacenamiento y numerosos sub – cultivos, la pierden (Alcalá de Marcano *et. al*, 1999) razón por la cual según Vandenberg (1996), el hongo debe ser utilizado en los ensayos antes de que éste alcance los 5 sub – cultivos.

### **3.1 Elaboración del Preparado en Arroz**

El procedimiento para la elaboración del preparado se inició con la purificación de las cepas, puesto que éstas deben estar libres de contaminantes antes de ser sembradas en arroz. Dicho procedimiento es bastante similar al descrito por Alves & Pereira (1989), quienes obtuvieron una preparación en polvo a base de *Beauveria bassiana* con una concentración de  $2^{11}$  conidias  $g^{-1}$  utilizando arroz como sustrato básico para el crecimiento. Estos autores utilizaron bolsas de propileno autoclavables para esterilizar y posteriormente inocular el arroz con polvo de conidias. Después de aproximadamente 3 días de incubación, colocaron el arroz en bandejas plásticas (por espacio de 12 a 15 días) para favorecer la producción de conidias. Luego se procedió a secar el arroz utilizando estas mismas bandejas y finalmente se colectó el polvo de conidias con ayuda de un aparato colador vibrador.

Para la elaboración del preparado se colocaron 100 g de miga de arroz crudo en frascos de vidrio y se sellaron con papel aluminio. Luego fueron esterilizados durante 15 minutos a 1 bar de presión en el autoclave.

---

<sup>2</sup> Ing. Agr. B. D. de Solano. Docente Fac. CCAA, UES. Comunicación Personal, nov. 2001.

Posteriormente, se sembró cada una de las cepas en frascos separados, utilizando 20 ml de agua destilada estéril y nuevamente se selló los frascos. Se colocaron los frascos en un lugar fresco y oscuro dentro del laboratorio. Los frascos conteniendo la miga de arroz eran agitados vigorosa y constantemente (varias veces durante el día) para evitar que el arroz formara una masa y así proporcionar una mayor superficie de contacto para el crecimiento del hongo. Esto, además, permite que al final se tenga un preparado más suelto que se disuelva con mayor facilidad en el agua.

Al cabo de 8 días, aproximadamente (el tiempo varía dependiendo de la rapidez de crecimiento de cada cepa) se colocó el preparado en bandejas para su secado. Las bandejas se cubrieron con papel de empaque para que éste absorbiera el exceso de humedad y además para proteger el preparado de contaminantes en el aire.

### **3.2 Pruebas de Reactivación**

Se realizaron cuatro pruebas de reactivación, para cada una de las cuales se utilizó una solución de conidias que se obtuvo a partir de preparados en arroz mencionados anteriormente. Las cepas que no lograron ser reactivadas en ninguna de ellas, fueron descartadas para el resto del proceso de evaluación, considerándose inefectivas.

La **primera prueba** de reactivación consistió en coleccionar hojas sanas y jóvenes de frijol, procedentes del pie de cría descrito anteriormente (ver num. 2.1) con ninfas de mosca blanca de los últimos estadios. Estas hojas fueron colocadas durante un minuto en una solución de conidias de concentración indefinida de cada una de las cepas. Posteriormente fueron colocadas en cajas de petri conteniendo un disco de papel filtro estéril humedecido con agua destilada. Se



realizaron observaciones diarias esperando signos de infección en las ninfas durante un período de 5 días.

La **segunda prueba** de reactivación consistió en diseñar y construir una jaula con una sola planta sana de frijol. Se tomó una planta de frijol, se asperjó con la solución de conidias obtenida a partir del preparado en arroz y se colocó una bolsa plástica transparente sobre ella. Cabe mencionar que se colocó un disco de papel de color oscuro sobre la tierra para poder visualizar de mejor manera los insectos que cayeran de la planta. Posteriormente se depositó un número variables de adultos (entre 20 y 40) dentro de la jaula con ayuda de un aspirador entomológico. Se realizaron observaciones diarias durante una semana en espera de signos de infección. Finalmente se procedió a retirar la cubierta plástica y recuperar los adultos encontrados en la planta, para verificar bajo el estereoscopio la existencia o inexistencia de infección.

La **tercer prueba** de reactivación se realizó en el campo. Se utilizó bolsas plásticas transparentes en las cuales se confinó una cantidad variable, estimada en 50 adultos de *Bemisa tabaci* provenientes de una parcela cultivada con frijol y ubicada en el Caserío El Tigre, Cantón Zapotitán, del Valle de Zapotitán en el Departamento de La Libertad.

Los adultos fueron capturados e introducidos en las bolsas de 2 maneras diferentes: a) cortando la hoja con cuidado de que los adultos en su envés no escaparan e introduciéndola en la bolsa; y b) colocando la bolsa plástica sobre la planta y arrancando la planta, dejándola dentro de la bolsa.

Luego se roció la solución de conidias dentro de cada bolsa. Con ayuda de una aguja fina, se perforó pequeños agujeros en las bolsas para drenar el exceso de solución y minimizar la descomposición del material por la



**Fig. 13.** Metodología de reactivación en campo

excesiva humedad. La **figura 13** muestra la metodología seguida para

esta tercera reactivación en campo. Se realizaron observaciones diarias hasta el quinto día en que se procedió a abrir las bolsas y recuperar los individuos con crecimiento de micelio. Los adultos así recuperados fueron colocados durante un minuto en una caja de petri conteniendo alcohol al 70%, luego durante otro minuto en una caja de petri conteniendo agua destilada y finalmente durante un minuto más, en otra caja de petri conteniendo agua destilada; todo esto con el propósito de eliminar cualquier tipo de contaminación externa en el insecto. Así, fueron colocados en cajas de petri conteniendo PDA (Papa – Dextrosa – Agar) estéril y acidificado con 2 gotas de ácido láctico para evitar el crecimiento de bacterias. Se esperó el desarrollo de las colonias durante los 3 a 5 días siguientes.

La **cuarta** y última **prueba** de reactivación se realizó con aquellas cepas que no lograron ser reactivadas en ninguna de las tres pruebas anteriores. Se utilizó cajas de petri, colocándolas fondo con fondo y tapa con tapa para evitar que las moscas quedaran atrapadas en la unión del fondo y la tapadera al cerrar la caja. Se colocó círculos de papel cover de color oscuro en el fondo de las cajas para mantener la humedad, absorber el exceso de solución y facilitar la visualización de los individuos adultos. Se roció el papel cover con la solución de conidias elaborada a partir del preparado en

arroz y con ayuda de un aspirador entomológico, se colocó entre 15 y 25 adultos dentro de la caja, cerrándola y sellándola inmediatamente. Se realizaron observaciones diarias hasta el cuarto día en que se procedió a abrir las cajas y recuperar los individuos que presentaban el característico micelio de *Paecilomyces*, visto al estereoscopio. Estos adultos fueron sometidos al mismo procedimiento de limpieza exterior que los individuos en la tercer prueba, y nuevamente se esperó el desarrollo de las colonias en los 3 a 5 días siguientes.

Cuando finalmente se tenía todas las cepas a evaluar reactivadas y puras en PDA, se procedió a la fase de evaluación. Esta fase de evaluación constó de 2 ensayos: un ensayo previo y un ensayo final, cuyos resultados son presentados y analizados posteriormente.

### **3.3 Ensayo Previo**

El ensayo se desarrolló utilizando las cepas 1, 2, 3, 4, 8 y 9, más un testigo relativo constituido por un hongo entomopatógeno local. Se utilizaron individuos adultos de *Bemisia tabaci* provenientes de una parcela cultivada con pepino y localizada a los 13°45'51'' LN y 89° 26'50'' LW. Dicho hongo pertenece al género *Paecilomyces*, al igual que las cepas a evaluar.<sup>3</sup>

Para la realización de este ensayo, se elaboraron micro jaulas de evaluación, utilizando para cada una de ellas, dos vasos desechables transparentes de capacidad de 12 oz. El vaso inferior fue perforado

---

<sup>3</sup> Ing. Agr. B. D. de Solano, Docente Fac. CCAA, UES. Comunicación Personal. Julio 2001

para drenaje y en él se sembró una planta de frijol rojo de seda, utilizado semilla pre – germinada de tres a cuatro días de edad.

La parte superior de las micro jaulas estaba conformada por otro vaso desechable igual al inferior, pero a diferencia de éste, el vaso superior fue perforado para crear ventanas o respiraderos, los cuales fueron cubiertos con tela tipo organdí. Así mismo se perforó un agujero por donde se depositaría los adultos de *Bemisia tabaci*.

Utilizando las plantas de frijol de aproximadamente cinco días de edad y únicamente con sus hojas cotiledonares, se colocó discos de papel cover de color oscuro cubriendo la tierra, para evitar que los adultos que se desprendieran de la planta cayeran a la tierra y se perdieran. El papel cover también ayudó a retener humedad y facilitar la visualización de los individuos.



**Fig. 14.** Micro – jaulas utilizadas en la evaluación de cepas de entomopatógenos

Estas plantas, antes de ser confinadas en las micro jaulas, fueron rociadas con 2 ml de una solución de conidias de cada una de las cepas con una concentración de  $10^7$  conidias / ml (ver **fig. 14**). La solución fue preparada diluyendo el micelio directamente en 20 ml de agua destilada estéril. Para ello se realizó un “raspado” del hongo en las cajas de petri, utilizando 20 ml de agua destilada estéril y

agregando dos gotas de detergente no iónico (tween 80), como dispersante de esporas. Luego se agitó las soluciones durante uno a dos minutos utilizando un agitador mecánico (Vortex). Se midió la concentración de esporas de las mismas utilizando una cámara de Neubauer y la metodología descrita por Castaño (1986). En el caso de aquellas cepas que no alcanzaban la concentración deseada, fue necesario adicionar una

mayor cantidad de micelio. Finalmente se depositó las soluciones en tubos de ensayo y se guardaron en refrigeración hasta el momento de su aplicación.



**Fig. 15.** Introducción de moscas blancas en micro jaulas de evaluación

Las plantas fueron llevadas al área de colecta, donde fueron rociadas con 2 ml de las soluciones de conidias para el caso de cada uno de los tratamientos y 2 ml de agua para el caso del testigo. Posteriormente se selló las jaulas y con ayuda de un aspirador entomológico se depositó 50 moscas dentro de cada de ellas (**fig. 15**) y se transportaron a una casa de habitación en el área metropolitana de San Salvador a 800msnn, donde se mantuvieron durante el resto del ensayo garantizando el libre acceso para llevar a cabo las observaciones posteriores.

Las condiciones de temperatura para el tiempo que duró el ensayo fueron calculadas en base a los datos de temperatura de la estación meteorológica de El Boquerón ubicada a 1450 msnm, sabiendo que la temperatura varía de manera inversamente proporcional según el gradiente  $0.6^{\circ}\text{C} / 100 \text{msnm}^4$ . Así se tiene que la temperatura promedio para los días que duró el ensayo fue de  $23.03^{\circ}\text{C}$ . De la misma manera se calculó los datos de humedad relativa (%) utilizando las formulas

$$S = (n/N) \times 100$$

$$S = 12.5 \sqrt{100 - HR}$$

<sup>4</sup> Ing. Agr. Luis Alonso Saravia. Meteorólogo PROCAFE. Comunicación Personal. Sept. 2001.

Donde: S = posible porcentaje de brillo solar en horas  
 n = # de horas con insolación  
 N = duración máxima de insolación en horas  
 HR = humedad relativa en %

(Saravia, 2000)

Conociendo de tablas los valores de n (6.1) y N (13.0) para el mes de Junio<sup>5</sup>, se calcula S.

$$S = (n/N) \times 100$$

$$S = (6.1 / 13.0) \times 100$$

$$S = 46.92$$

Despejando el valor de HR, se tiene

$$S = 12.5 \sqrt{100 - HR}$$

$$HR = 100 - (S/12.5)^2$$

$$HR = 100 - (46.92 / 12.5)^2$$

$$\mathbf{HR = 85.91\%}$$

Se realizó observaciones diarias tomando datos de mortalidad y número de individuos que presentaban crecimiento de micelio. Finalmente, al término de seis días se procedió a abrir las jaulas y, bajo el estereoscopio, se contó el número de individuos que presentaban el crecimiento de micelio típico de *Paecilomyces*.

### **3.4 Ensayo Final**

Este ensayo fue desarrollado en una parcela cultivada con tomate ubicada en el Caserío El Triunfo, Cantón El Triunfo, Municipio de Nueva San Salvador, en las coordenadas geográficas 13° 35'04" LN y 89° 18'38" LW. Se empleó la misma metodología descrita anteriormente, con algunas variantes. La temperatura ambiental

---

<sup>5</sup> Ing. Agr. Luis Alonso Saravia. Meteorólogo PROCAFE. Comunicación Personal. Sept. 2001.

promedio para los 9 días que duró este ensayo fue de 23.13°C y la HR% del 75%.

Se evaluaron las cepas 1, 2, 3, 4, 6, 7, 8 y 9, más un testigo absoluto que fue rociado con agua. Para este ensayo aumentó el número de repeticiones, por consiguiente se debió incrementar el volumen de solución de conidias preparado. La metodología para la preparación de la solución de conidias es la misma; sin embargo se preparó 40 ml de cada una de las soluciones a una concentración de  $10^8$  conidias / ml.

Las plantas utilizadas dentro de las micro jaulas en este ensayo fueron plantas de tomate variedad Heat Master y el número de adultos de *Bemisia tabaci* depositado en cada una de las jaulas fue de 30.

Al término de 9 días se procedió a abrir las jaulas y contar el número de individuos que presentaban crecimiento de micelio. Aquellos individuos que no presentaban micelio, o cuyo micelio era demasiado escaso como para su clara identificación, fueron colocados en cámara húmeda durante 24 horas. Al cabo de 24 horas se procedió a examinar a los individuos colocados en cámara húmeda para determinar si éstos habían sido infectados por *Paecilomyces* o no.

El ensayo previo fue desarrollado en 6 días durante los cuales se llevó a cabo las observaciones pertinentes; a diferencia del ensayo final, el cual fue desarrollado en 9 días. Esta diferencia en el tiempo de desarrollo de los ensayos se debe a que las micro jaulas se destapaban cuando el total de individuos dentro de cada una de ellas había muerto. Así, los 3,150 individuos utilizados en el ensayo

previo murieron con mayor rapidez que los 4,050 utilizados en el ensayo final.

La parte final del presente trabajo incluyó la recuperación de cada una de las cepas evaluadas para ser preservadas y almacenadas en los ceparios del Departamento de Protección Vegetal de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador y del Laboratorio de Parasitología Vegetal del CENTA, donde actualmente se realiza investigación activa sobre hongos entomopatógenos.

El diseño experimental utilizado tanto para el ensayo previo, como para el ensayo final fue **completamente al azar**. En el caso del ensayo previo, la unidad experimental estuvo constituida por tres micro jaulas, cada una con 50 adultos de *B. tabaci*; haciendo un total de 150 individuos por repetición, considerando 3 repeticiones por cada uno de los 7 tratamientos en estudio (cepas 1, 2, 3, 4, 8, 9 y un testigo relativo); haciendo un total de 3, 150 individuos para todo el ensayo. (**fig.16**)



**Fig. 16.** Unidad experimental utilizada en ensayo previo

En cuanto al ensayo final, la unidad experimental estuvo constituida por tres micro jaulas, cada una con 30 adultos de *Bemisia tabaci*; haciendo un total de 90 individuos por repetición, considerando 5 repeticiones por cada uno de los 9 tratamientos en estudio (cepas 1, 2, 3, 4, 6, 7, 8, 9 y un testigo absoluto); haciendo un total de 4,050 individuos para todo el ensayo.



## RESULTADOS

### 1. Adaptación de mosca blanca a hospederos para mantenimiento de colonia en confinamiento

Siendo que los adultos de *Bemisia tabaci* para el mantenimiento de la colonia en confinamiento fueron colectados a partir de diferentes hospederos y luego fueron depositados en jaulas entomológicas conteniendo plantas de frijol jóvenes (*Phaseolus vulgaris*), se pudo observar cierta variación en la adaptabilidad de los adultos de *Bemisia tabaci* a *Phaseolus vulgaris*, presuntamente dependiendo del hospedero de procedencia de los individuos. Su predilección puede ordenarse de manera descendente como se presenta a continuación: Frijol (*Phaseolus vulgaris*) > Madrecacao (*Gliricidia sepium*) > Pepino (*Cucumis sativa*) > Pipián (*Cucurbita argyrosperma*) > Loroco (*Fernaldia pandurata*) > Tomate (*Lycopersicon esculentum*) > Clavelón (*Hibiscus rosa sinensis*). (datos no mostrados en este estudio)

### 2. Infectividad de las cepas de *Paecilomyces* sp. sobre las fases vitales de *Bemisia tabaci*

En cuanto a la posible acción de cada una de las cepas de *Paecilomyces* sp. sobre las diferentes fases vitales de *Bemisia tabaci*, se puede reportar lo siguiente:

Durante la **1° Prueba** de reactivación, en la cual se utilizó hojas sanas de frijol con aproximadamente entre 20 y 25 ninfas de los últimos estadios (3° y 4°) de *Bemisia tabaci*, ninguna cepa mostró ser infectiva sobre éstos.

Durante la **2° Prueba de reactivación** donde se utilizó jaulas con plantas de frijol y posteriormente se depositaron entre 20 y 40 adultos (los cuales ovipositaron sobre la planta dentro de la jaula), ninguna cepa mostró ser infectiva sobre huevos o ninfas del primer estadio.

Así mismo, en relación con el **ensayo previo** y el **ensayo final**, ninguna cepa mostró ser infectiva sobre huevos o ninfas de los 1° o 2° estadios.

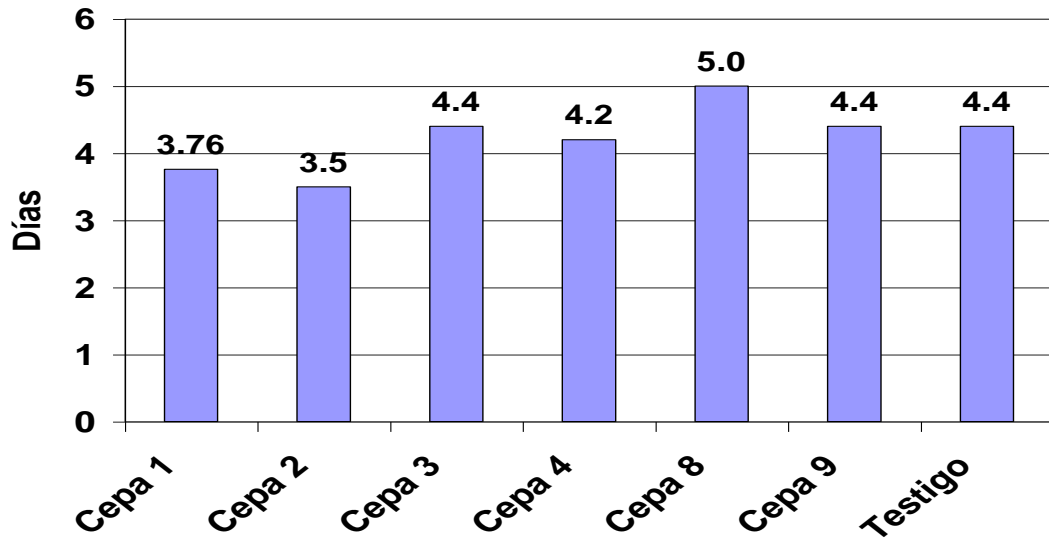
Durante la **3° prueba de reactivación** realizada en campo utilizando bolsas plásticas dentro de las cuales se depositó aproximadamente 50 adultos y la **4° prueba de reactivación** en la cual se utilizó cajas de petri; todas las cepas, a excepción de la 5 y 10 mostraron infectividad sobre los adultos de *Bemisia tabaci*.

Finalmente, todas las cepas (a excepción de la 5 y 10, las cuales fueron descartadas para el resto de la evaluación, por no haber logrado ser reactivadas en ninguna de las 4 pruebas anteriores) mostraron infectividad variable únicamente sobre los adultos de *Bemisia tabaci* durante los **ensayos previo y final**.

### **3. Estimación del Tiempo Letal Medio (TL<sub>50</sub>)**

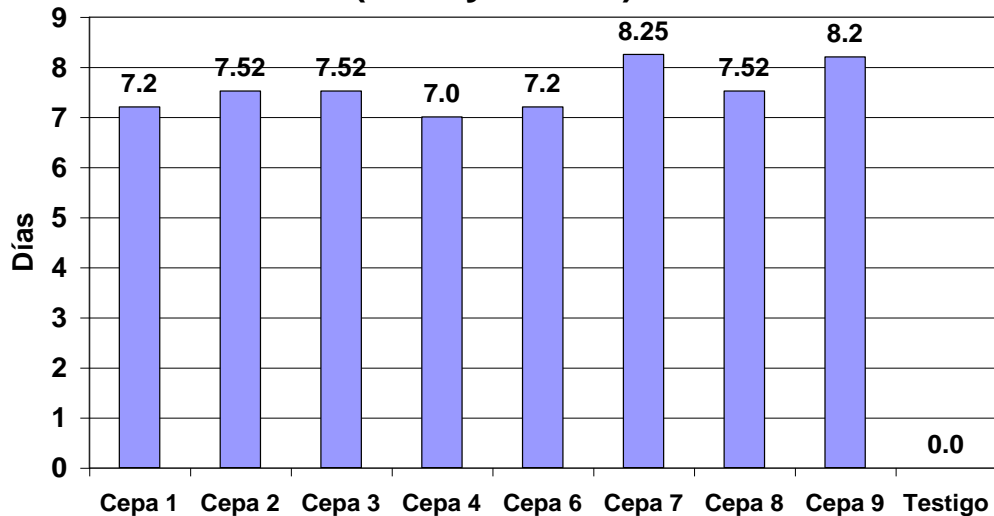
El tiempo letal medio para cada una de las cepas en estudio en cada uno de los ensayos fue estimado directamente a partir de las gráficas de % de infección causada por *Paecilomyces* sp. a través del tiempo (ver anexo 1), obteniéndose los resultados presentados en las **figuras 17 y 18**. Las gráficas de infección a su vez provienen de los registros diarios de individuos infectados para cada cepa en ensayo.

### Estimación de Tiempo Letal Medio (Ensayo Previo)



**Fig. 17.** Resultados de la estimación del tiempo letal medio de infección por *Paecilomyces* sp. para el ensayo previo desarrollado en plántulas de frijol con adultos de *Bemisia tabaci* provenientes del Caserío El Tigre, Cantón Zapotitán, Junio 2001.

### Estimación de Tiempo Letal Medio (Ensayo Final)



**Fig. 18.** Resultados de la estimación del tiempo letal medio de infección por *Paecilomyces* sp. para el ensayo final desarrollado en plántulas de tomate con adultos de *Bemisia tabaci* provenientes del Caserío El Triunfo, Cantón El Triunfo, Nueva San Salvador. Julio 2001.

#### 4. Niveles de Infección causada por *Paecilomyces* sp.

Con relación al nivel de infección causado por cada una de las cepas, se realizaron observaciones diarias en 150 individuos por repetición para el ensayo previo y 90 individuos por repetición para el ensayo final. Los resultados obtenidos de estas observaciones se presentan en los cuadros 3 – 9 y Fig. 20 para el ensayo previo y cuadros 10 – 18 y Fig. 21 para el ensayo final.

Repetición	Número de Individuos con Desarrollo de Micelio por Día					
	Día 1	<b>Día 2</b>	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6
<b>1</b>	2.00	23.00	48.00	65.00	81.00	144.00
<b>2</b>	0.00	19.00	58.00	97.00	114.00	150.00
<b>3</b>	0.00	15.00	50.00	82.00	93.00	136.00
<b>Promedio</b>	0.67	19.00	52.00	81.33	96.00	143.33
<b>Porcentaje</b>	<b>0.44</b>	<b>12.67</b>	<b>34.67</b>	<b>54.22</b>	<b>64.00</b>	<b>95.56</b>

**Cuadro 3.** Resultados de infección causada por *Paecilomyces* sp Cepa 1. en individuos adultos de *Bemisia tabaci* provenientes del Caserío El Tigre, Cantón Zapotitán durante el ensayo previo en Junio 2001.

Repetición	Número de Individuos con Desarrollo de Micelio por Día					
	Día 1	<b>Día 2</b>	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6
<b>1</b>	0	23	40	69	95	134
<b>2</b>	0	20	42	51	73	137
<b>3</b>	2	19	30	57	106	139
<b>Promedio</b>	0.67	20.67	37.33	59.00	91.33	136.67
<b>Porcentaje</b>	<b>0.44</b>	<b>13.78</b>	<b>24.89</b>	<b>39.33</b>	<b>60.89</b>	<b>91.11</b>

**Cuadro 4.** Resultados de infección causada por *Paecilomyces* sp. Cepa 2 en individuos adultos de *Bemisia tabaci* provenientes del Caserío El Tigre, Cantón Zapotitán durante el ensayo previo en Junio 2001.

Repetición	Número de Individuos con Desarrollo de Micelio por Día					
	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6
<b>1</b>	1	21	41	61	83	140
<b>2</b>	5	12	50	66	91	139
<b>3</b>	2	10	43	66	93	144
<b>Promedio</b>	2.67	14.33	44.67	64.33	89.00	141.00
<b>Porcentaje</b>	<b>1.78</b>	<b>9.56</b>	<b>29.78</b>	<b>42.89</b>	<b>59.33</b>	<b>94.00</b>

**Cuadro 5.** Resultados de infección causada por *Paecilomyces* sp. Cepa 3 en individuos adultos de *Bemisia tabaci* provenientes del Caserío El Tigre, Cantón Zapotitán durante el ensayo previo en Junio 2001.

Número de Individuos con Desarrollo de Micelio por Día						
Repetición	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6
1	3	27	46	66	97	132
2	0	17	40	60	94	136
3	3	13	33	74	118	150
<b>Promedio</b>	2.00	19.00	39.67	66.67	103.00	139.33
<b>Porcentaje</b>	<b>1.33</b>	<b>12.67</b>	<b>26.44</b>	<b>44.44</b>	<b>68.67</b>	<b>92.89</b>

**Cuadro 6.** Resultados de infección causada por *Paecilomyces* sp. Cepa 4 en individuos adultos de *Bemisia tabaci* provenientes del Caserío El Tigre, Cantón Zapotitán durante el ensayo previo en Junio 2001.

Número de Individuos con Desarrollo de Micelio por Día						
Repetición	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6
1	4	22	44	53	69	142
2	4	17	39	49	69	128
3	3	19	46	71	85	133
<b>Promedio</b>	3.67	19.33	43.00	57.67	74.33	134.33
<b>Porcentaje</b>	<b>2.44</b>	<b>12.89</b>	<b>28.67</b>	<b>38.44</b>	<b>49.56</b>	<b>89.56</b>

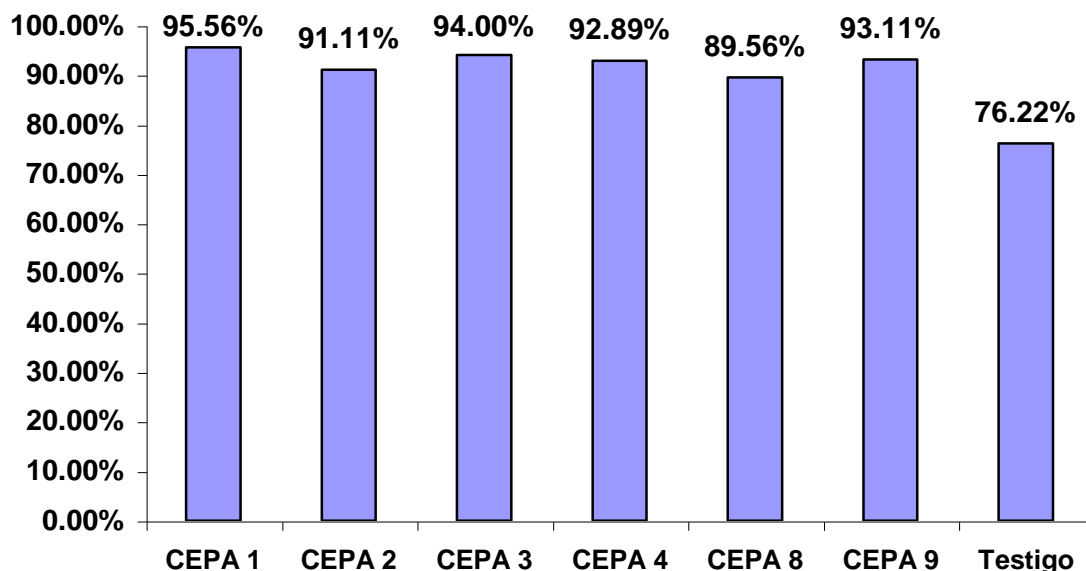
**Cuadro 7.** Resultados de infección causada por *Paecilomyces* sp. Cepa 8 en individuos adultos de *Bemisia tabaci* provenientes del Caserío El Tigre, Cantón Zapotitán durante el ensayo previo en Junio 2001.

Número de Individuos con Desarrollo de Micelio por Día						
Repetición	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6
1	1	28	54	79	91	147
2	1	25	45	63	83	130
3	0	16	37	55	91	142
<b>Promedio</b>	0.67	23.00	45.33	65.67	88.33	139.67
<b>Porcentaje</b>	<b>0.44</b>	<b>15.33</b>	<b>30.22</b>	<b>43.78</b>	<b>58.89</b>	<b>93.11</b>

**Cuadro 8.** Resultados de infección causada por *Paecilomyces* sp. Cepa 9 en individuos adultos de *Bemisia tabaci* provenientes del Caserío El Tigre, Cantón Zapotitán durante el ensayo previo en Junio 2001.

Número de Individuos con Desarrollo de Micelio por Día						
Repetición	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6
1	1	22	44	61	100	119
2	0	19	48	66	88	129
3	0	21	37	59	87	95
<b>Promedio</b>	0.33	20.67	43.00	62.00	91.67	114.33
<b>Porcentaje</b>	<b>0.22</b>	<b>13.78</b>	<b>28.67</b>	<b>41.33</b>	<b>61.11</b>	<b>76.22</b>

**Cuadro 9.** Resultados de infección causada por *Paecilomyces* sp.(testigo relativo) en individuos adultos de *Bemisia tabaci* provenientes del Caserío El Tigre, Cantón Zapotitán durante el ensayo previo en Junio 2001.



**Fig. 19.** Gráfico comparativo de los porcentajes de infección finales (a 6 días post – aplicación) alcanzados por *Paecilomyces* sp. sobre adultos de *Bemisia tabaci* durante el ensayo previo desarrollado con individuos provenientes del Caserío El Tigre, Cantón Zapotitán. Junio 2001.

Repetición	Número de Individuos con Desarrollo de Micelio por Día								
	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6	Día 7	Día 8	Día 9
1	2	6	12	16	28	47	61	71	71
2	3	8	18	18	25	37	37	37	71
3	0	4	7	11	17	26	36	52	55
4	0	3	4	7	17	25	33	37	66
5	0	4	4	8	16	32	48	55	55
<b>Promedio</b>	1.00	5.00	9.00	12.00	20.60	33.40	43.00	50.40	63.60
<b>Porcentaje</b>	<b>1.11</b>	<b>5.56</b>	<b>10.00</b>	<b>13.33</b>	<b>22.89</b>	<b>37.11</b>	<b>47.78</b>	<b>56.00</b>	<b>70.67</b>
$\sqrt{X+0.05}$	<b>1.27</b>	<b>2.46</b>	<b>3.24</b>	<b>3.72</b>	<b>4.84</b>	<b>6.13</b>	<b>6.95</b>	<b>7.52</b>	<b>8.44</b>

**Cuadro 10.** Resultados de infección causada por *Paecilomyces* sp. Cepa 1 en individuos adultos de *Bemisia tabaci* provenientes del Caserío El Triunfo, Cantón El Triunfo, Nueva San Salvador, durante el ensayo previo en Julio 2001.

Repetición	Número de Individuos con Desarrollo de Micelio por Día								
	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6	Día 7	Día 8	Día 9
1	0	0	1	2	3	6	25	33	60
2	0	0	0	0	2	6	30	70	70
3	0	0	0	0	4	9	23	38	75
4	0	0	2	2	4	10	31	54	58
5	0	0	0	0	10	31	49	69	70
<b>Promedio</b>	0.00	0.00	0.60	0.80	4.60	12.40	31.60	52.80	66.60
<b>Porcentaje</b>	<b>0.00</b>	<b>0.00</b>	<b>0.67</b>	<b>0.89</b>	<b>5.11</b>	<b>13.78</b>	<b>35.11</b>	<b>58.67</b>	<b>74.00</b>
$\sqrt{X+0.05}$	<b>0.71</b>	<b>0.71</b>	<b>1.08</b>	<b>1.18</b>	<b>2.37</b>	<b>3.78</b>	<b>5.97</b>	<b>7.69</b>	<b>8.63</b>

**Cuadro 11.** Resultados de infección causada por *Paecilomyces* sp. Cepa 2 en individuos adultos de *Bemisia tabaci* provenientes del Caserío El Triunfo, Cantón El Triunfo, Nueva San Salvador, durante el ensayo previo en Julio 2001.

Repetición	Número de Individuos con Desarrollo de Micelio por Día								
	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6	Día 7	Día 8	Día 9
1	0	1	1	1	2	5	20	35	70
2	0	1	2	3	8	10	23	54	54
3	1	1	2	3	13	17	34	77	80
4	0	0	1	1	7	13	19	28	56
5	0	0	0	1	8	12	35	70	71
<b>Promedio</b>	0.20	0.60	1.20	1.80	7.60	11.40	26.20	52.80	66.20
<b>Porcentaje</b>	<b>0.22</b>	<b>0.67</b>	<b>1.33</b>	<b>2.00</b>	<b>8.44</b>	<b>12.67</b>	<b>29.11</b>	<b>58.67</b>	<b>73.56</b>
$\sqrt{X+0.05}$	<b>0.85</b>	<b>1.08</b>	<b>1.35</b>	<b>1.58</b>	<b>2.99</b>	<b>3.63</b>	<b>5.44</b>	<b>7.69</b>	<b>8.61</b>

**Cuadro 12.** Resultados de infección causada por *Paecilomyces* sp Cepa 3. en individuos adultos de *Bemisia tabaci* provenientes del Caserío El Triunfo, Cantón El Triunfo, Nueva San Salvador, durante el ensayo previo en Julio 2001.

Repetición	Número de Individuos con Desarrollo de Micelio por Día								
	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6	Día 7	Día 8	Día 9
1	0	1	6	12	24	42	71	72	78
2	0	1	3	3	4	10	18	49	81
3	1	5	15	18	25	30	62	75	90
4	1	1	3	10	20	27	47	67	75
5	0	1	3	4	9	15	25	46	86
<b>Promedio</b>	0.40	1.80	6.00	9.40	16.40	24.80	44.60	61.80	82.00
<b>Porcentaje</b>	<b>0.44</b>	<b>2.00</b>	<b>6.67</b>	<b>10.44</b>	<b>18.22</b>	<b>27.56</b>	<b>49.56</b>	<b>68.67</b>	<b>91.11</b>
$\sqrt{X+0.05}$	<b>0.97</b>	<b>1.58</b>	<b>2.68</b>	<b>3.31</b>	<b>4.33</b>	<b>5.30</b>	<b>7.08</b>	<b>8.32</b>	<b>9.57</b>

**Cuadro 13.** Resultados de infección causada por *Paecilomyces* sp. Cepa 4 en individuos adultos de *Bemisia tabaci* provenientes del Caserío El Triunfo, Cantón El Triunfo, Nueva San Salvador, durante el ensayo previo en Julio 2001.

Repetición	Número de Individuos con Desarrollo de Micelio por Día								
	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6	Día 7	Día 8	Día 9
1	0	0	1	17	42	45	69	83	89
2	0	0	5	5	23	24	26	50	83
3	0	0	1	6	15	25	40	77	90
4	0	0	3	4	17	28	43	77	86
5	0	0	1	6	23	28	37	69	73
<b>Promedio</b>	0.00	0.00	2.20	7.60	24.00	30.00	43.00	71.20	84.20
<b>Porcentaje</b>	<b>0.00</b>	<b>0.00</b>	<b>2.44</b>	<b>8.44</b>	<b>26.67</b>	<b>33.33</b>	<b>47.78</b>	<b>79.11</b>	<b>93.56</b>
$\sqrt{X+0.05}$	<b>0.71</b>	<b>0.71</b>	<b>1.71</b>	<b>2.99</b>	<b>5.21</b>	<b>5.82</b>	<b>6.95</b>	<b>8.92</b>	<b>9.70</b>

**Cuadro 14.** Resultados de infección causada por *Paecilomyces* sp. Cepa 6 en individuos adultos de *Bemisia tabaci* provenientes del Caserío El Triunfo, Cantón El Triunfo, Nueva San Salvador, durante el ensayo previo en Julio 2001.

Número de Individuos con Desarrollo de Micelio por Día									
Repetición	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6	Día 7	Día 8	Día 9
1	0	0	0	0	2	5	19	59	60
2	0	0	0	0	3	9	18	26	53
3	0	0	0	0	2	2	3	21	43
4	0	0	0	0	2	10	27	72	75
5	0	0	0	0	0	5	17	29	54
<b>Promedio</b>	0.00	0.00	0.00	0.00	1.80	6.20	16.80	41.40	57.00
<b>Porcentaje</b>	<b>0.00</b>	<b>0.00</b>	<b>0.00</b>	<b>0.00</b>	<b>2.00</b>	<b>6.89</b>	<b>18.67</b>	<b>46.00</b>	<b>63.33</b>
$\sqrt{X+0.05}$	<b>0.71</b>	<b>0.71</b>	<b>0.71</b>	<b>0.71</b>	<b>1.58</b>	<b>2.72</b>	<b>4.38</b>	<b>6.82</b>	<b>7.99</b>

**Cuadro 15.** Resultados de infección causada por *Paecilomyces* sp. Cepa 7 en individuos adultos de *Bemisia tabaci* provenientes del Caserío El Triunfo, Cantón El Triunfo, Nueva San Salvador, durante el ensayo previo en Julio 2001.

Número de Individuos con Desarrollo de Micelio por Día									
Repetición	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6	Día 7	Día 8	Día 9
1	0	2	9	19	22	30	47	71	77
2	0	0	1	3	8	13	30	54	64
3	0	1	4	7	13	15	22	45	90
4	0	0	9	13	14	14	26	42	90
5	0	0	0	2	6	14	36	52	82
<b>Promedio</b>	0.00	0.60	4.60	8.80	12.60	17.20	32.20	52.80	80.60
<b>Porcentaje</b>	<b>0.00</b>	<b>0.67</b>	<b>5.11</b>	<b>9.78</b>	<b>14.00</b>	<b>19.11</b>	<b>35.78</b>	<b>58.67</b>	<b>89.56</b>
$\sqrt{X+0.05}$	<b>0.71</b>	<b>1.08</b>	<b>2.37</b>	<b>3.21</b>	<b>3.81</b>	<b>4.43</b>	<b>6.02</b>	<b>7.69</b>	<b>9.49</b>

**Cuadro 16.** Resultados de infección causada por *Paecilomyces* sp. Cepa 8 en individuos adultos de *Bemisia tabaci* provenientes del Caserío El Triunfo, Cantón El Triunfo, Nueva San Salvador, durante el ensayo previo en Julio 2001.

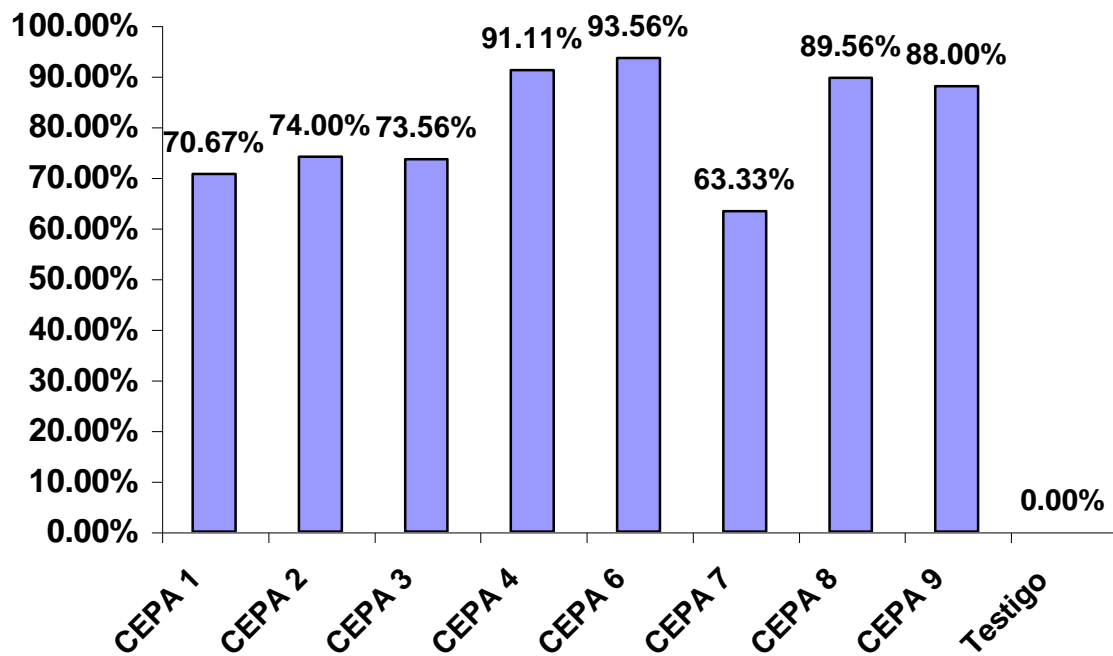
Número de Individuos con Desarrollo de Micelio por Día									
Repetición	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6	Día 7	Día 8	Día 9
1	0	0	0	0	4	9	20	35	78
2	0	0	0	3	8	14	41	59	66
3	0	0	0	0	2	4	22	48	88
4	0	0	0	1	3	7	23	47	90
5	0	0	1	2	4	11	18	31	74
<b>Promedio</b>	0.00	0.00	0.20	1.20	4.20	9.00	24.80	44.00	79.20
<b>Porcentaje</b>	<b>0.00</b>	<b>0.00</b>	<b>0.22</b>	<b>1.33</b>	<b>4.67</b>	<b>10.00</b>	<b>27.56</b>	<b>48.89</b>	<b>88.00</b>
$\sqrt{X+0.05}$	<b>0.71</b>	<b>0.71</b>	<b>0.85</b>	<b>1.35</b>	<b>2.27</b>	<b>3.24</b>	<b>5.30</b>	<b>7.03</b>	<b>9.41</b>

**Cuadro 17.** Resultados de infección causada por *Paecilomyces* sp. Cepa 9 en individuos adultos de *Bemisia tabaci* provenientes del Caserío El Triunfo, Cantón El Triunfo, Nueva San Salvador, durante el ensayo previo en Julio 2001.



Número de Individuos con Desarrollo de Micelio por Día									
Repetición	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6	Día 7	Día 8	Día 9
1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
3	0	0	0	0	0	0	0	0	0
4	0	0	0	0	0	0	0	0	0
5	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<b>Promedio</b>	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
<b>Porcentaje</b>	<b>0.00</b>	<b>0.00</b>	<b>0.00</b>	<b>0.00</b>	<b>0.00</b>	<b>0.00</b>	<b>0.00</b>	<b>0.00</b>	<b>0.00</b>
$\sqrt{X+0.05}$	<b>0.71</b>	<b>0.71</b>	<b>0.71</b>	<b>0.71</b>	<b>0.71</b>	<b>0.71</b>	<b>0.71</b>	<b>0.71</b>	<b>0.71</b>

**Cuadro 18.** Resultados de infección causada por *Paecilomyces* sp. (testigo absoluto) en individuos adultos de *Bemisia tabaci* provenientes del Caserío El Triunfo, Cantón El Triunfo, Nueva San Salvador, durante el ensayo previo en Julio 2001.



**Fig. 20.** Gráfico comparativo de los porcentajes de infección finales (a 9 días post-aplicación) alcanzados por las cepas evaluadas durante el ensayo final desarrollado con individuos provenientes del Caserío El Triunfo, Cantón El Triunfo, Nueva San Salvador. Julio 2001.

## ANÁLISIS Y DISCUSIÓN DE LOS RESULTADOS

Para ambos ensayos (previo y final) se aplicó un análisis de varianza de una vía (ANOVA). Para el ensayo previo se utilizaron los datos de porcentaje de infección causada por *Paecilomyces* sp. provenientes del promedio de individuos con desarrollo de micelio para cada una de las tres repeticiones consideradas en el ensayo y para cada uno de los días que duró el mismo (6 días). Trabajando con una  $F_c = 0.03$ , una  $P = 0.9998$  y 41 Grados de Libertad, se determinó que no existe diferencia significativa entre los tratamientos.

Para el ensayo final se utilizaron los datos transformados de porcentaje de infección causada por *Paecilomyces* sp. La transformación de datos se realizó mediante la fórmula de transformación de raíz cuadrada  $\sqrt{X+0.05}$  (Sokal & Rohlf, 1979). Se consideraron las cinco repeticiones en el ensayo y cada uno de los días que duró el mismo (9 días). El análisis de varianza se realizó utilizando una  $F_c = 1.90$ , una  $P = 0.0734$  y 80 grados de libertad. Esto demostró que no existe diferencia significativa entre los tratamientos. Sin embargo, dado que el valor de  $P$  se encuentra muy cercano al valor de rechazo (0.05) se aplicó una prueba de Duncan para verificar tendencias.

La prueba de Duncan para el ensayo final reconoce tres posibles grupos homogéneos de los tratamientos evaluados. El grupo A está conformado por las cepas 1, 4, 6, 8 y 3; el grupo AB por las cepas 2, 9 y 7 y el grupo B únicamente por el testigo. Esto significa que el testigo difiere de los demás tratamientos, por tanto, las cepas sí ejercen un efecto controlador sobre las poblaciones de *Bemisia tabaci*.

A pesar que no se encontró información sobre ensayos similares en que se utilizaran individuos adultos de este insecto plaga, diversos autores concuerdan en que el género *Paecilomyces* ejerce efecto sobre todos los

estadios vitales de *Bemisia tabaci* (Hoddle, 1998; Cave, 1994). Así mismo existen diversos estudios sobre el efecto que *Paecilomyces* sp. ejerce sobre estadios inmaduros de *Bemisia tabaci* (Lacey *et. al.* 1999; Akey & Hennenberry, 1999; Herrera *et. al.* 1999; Poprawski *et. al.* 1999; Poprawski & Jones, 1999; Vidal *et. al.* 1998; Vidal *et. al.* 1997; Castineiras, 1995); sin embargo, las cepas evaluadas en el presente estudio mostraron efecto infectivo únicamente sobre adultos de *Bemisia tabaci*. A pesar que la mayoría de estudios de este tipo se realizan sobre estadios ninfales de *Bemisia tabaci*, Hall *et. al.* (1994b), citado por Lacey *et. al.* (1999) menciona que bajo condiciones de campo, la mayoría de individuos infectados por *Paecilomyces fumosoroseus* son adultos, sin embargo los estudios realizados en invernadero y campo con entomopatógenos reportan datos de infección de estadios inmaduros (Poprawski *et. al.* 1999; Poprawski & Jones, 1999; Akey & Hennenberry, 1999, Castineiras, 1995) en su mayoría.

La metodología utilizada en el presente trabajo, a diferencia de otras metodologías de laboratorio en las que tradicionalmente se utiliza discos de hojas, hojas de la planta hospedero u otra porción de la misma como sustrato alimenticio (Alcalá de Marcano *et. al.* 1999; Herrera *et. al.* 1999; Vidal *et. al.* 1997; Vandenberg, 1996; Puterka *et. al.* 1994) permite una mayor conservación del material vegetal utilizado en el estudio, lo que asemeja las condiciones encontradas en el campo y a su vez permite un mayor período de observación de los individuos. Siendo así, este tipo de metodología facilita la observación del efecto que los diferentes tratamientos ejercen sobre algunas de las diferentes fases vitales del insecto en estudio, dependiendo de la duración del ciclo de vida del mismo. Sin embargo el método de captura de los adultos utilizando aspiradores entomológicos puede implicar cierto mal trato de los insectos.

En relación al TL<sub>50</sub> estimado, las cepas evaluadas en el ensayo previo (1, 2, 3, 4, 8, 9 más un testigo) mostraron valores más bajos que las mismas cepas evaluadas en el ensayo final. Los valores de TL<sub>50</sub> para el ensayo previo se encuentran en un rango de los 3.5 a 5.0 días, mientras que estos valores para el ensayo final fueron de 7.0 a 8.25 días, aproximadamente. Esta diferencia en el TL<sub>50</sub> puede deberse al hecho que aquellos individuos adultos de *Bemisia tabaci* utilizados en el ensayo previo procedían de una parcela de pepino con presencia de un hongo nativo del género *Paecilomyces*. Por esa razón, se desconoce el tiempo real de exposición de los individuos al patógeno. Los datos de TL<sub>50</sub> del ensayo previo concuerdan con lo establecido por Osborne *et. al.* (1990) y Cave (1995), quienes mencionan que *Paecilomyces fumosoroseus* ataca a ninfas y adultos de *Bemisia tabaci* y puede llegar a causar mortalidad (de todos los diferentes estadios) a las 24 a 48 horas posiblemente debido a la acción de micotoxinas.

Las cepas que durante el ensayo final mostraron mayor efecto controlador (% de infección más alto) son las cepas 6 (93.56%), 4 (91.11%) y 8 (89.56%) (cuadros 14, 13 y 16 respectivamente). Estos porcentajes superan aquéllos alcanzados por cepas utilizadas en preparaciones comerciales contra estadios inmaduros del insecto (Akey & Hennenberry, 1999). Los mismos se muestran superiores a los porcentajes alcanzados por Herrera *et. al.* (1999) quien evaluó un aislamiento de *Paecilomyces fumosoroseus* y uno de *Paecilomyces* sp. para el control de ninfas del cuarto estadio de *Bemisia tabaci*. Sus resultados no sobrepasaron el 47% de mortalidad.

Los resultados de infección obtenidos por las cepas 6, 4 y 8 se muestran superiores a aquellos alcanzados en estudios similares desarrollados en campo (Ruíz & Aquino, 1999; Castineiras, 1995) y en invernadero (Poprawski & Jones, 1999), buscando el control de poblaciones de *Bemisia*

*tabaci*. Estos resultados también superan aquellos obtenidos en la evaluación de la eficiencia de una cepa comercial de *Paecilomyces fumosoroseus* para el control del picudo de la batata *Cylas formicarius elegantulus* Summers (Curculionidae), estudio en el cual se obtuvo un 63.33% de mortalidad. (Alcalá de Marcano *et. al.* 1999). Este dato es comparable con el porcentaje de infección obtenido por la cepa de más bajo rendimiento aparente (basándose únicamente en datos de % de infección y TL<sub>50</sub>), la cepa 7, durante el ensayo final (63.33%) (cuadro 15). Sin embargo, Alcalá de Marcano *et. al.* 1999 en el mismo ensayo reporta un porcentaje de mortalidad causada por una cepa reactivada de *Paecilomyces fumosoroseus* del 98.33%. Esto concuerda con la necesidad de reactivar las cepas antes de desarrollar los ensayos.

## CONCLUSIONES

1. La metodología empleada en los ensayos hace posible la evaluación de entomopatógenos en adultos de insectos voladores bajo determinadas condiciones bióticas y abióticas.
2. En ninguno de los ensayos se encontró diferencia significativa entre los tratamientos.
3. Las cepas evaluadas infectaron únicamente individuos adultos de *Bemisia tabaci*
4. Las cepas evaluadas presentaron valores de TL<sub>50</sub> menores bajo presencia de un hongo local previamente afectando la población en ensayo.
5. Las cepas que se mostraron más promisorias con base en resultados de TL<sub>50</sub> y porcentaje de infección fueron las cepas 4, 6 y 8.
6. Los porcentajes de infección presentados por las cepas evaluadas durante el ensayo previo (89.56 – 95.56%) fueron superiores a los datos de porcentaje de infección del testigo en el mismo ensayo (76.22%) y superiores a los mismos datos obtenidos por las cepas evaluadas en el ensayo final (63.33 – 91.11%) donde el porcentaje de infección del testigo fue del 0.00%.

## RECOMENDACIONES

1. La metodología desarrollada en este estudio puede aprovecharse para evaluar microorganismos entomopatógenos para el control de pequeños insectos voladores, bajo determinadas condiciones bióticas y abióticas.
2. Se recomienda la realización de pruebas a nivel de invernadero, campo y preformulación utilizando las cepas más promisorias, con el fin de desarrollar un plaguicida biológico efectivo en el control de *Bemisia tabaci*.
3. Es importante perfeccionar la metodología de evaluación controlando factores tales como humedad relativa, temperatura, intensidad lumínica y condiciones micro – ambientales en la plántula dentro de las micro – jaulas.
4. El desarrollo de un método de captura de adultos de *Bemisia tabaci*, considerando su fragilidad, debe tomar en cuenta factores relacionados con la edad y tipo del cultivo, las condiciones de temperatura, sombra y transporte hacia el lugar de bioensayo, entre otros.
5. El desarrollo de estudios de evaluación de cepas monospóricas derivadas del hongo entomopatógeno presente en el área del distrito de riego del Valle de Zapotitán es recomendable.

6. Se recomienda impulsar programas de educación y capacitación sobre el manejo integrado de *Bemisia tabaci* que involucren el aprovechamiento de hongos entomopatógenos, dirigidos principalmente a agricultores y extensionistas.
7. Es recomendable evaluar el comportamiento de las cepas que se destacaron como más promisorias en este estudio (4, 6 y 8), bajo condiciones de aplicación temprana en diversos cultivos en condiciones de campo.
8. Las evaluaciones de entomopatógenos en condiciones ideales, deberán utilizar en los bioensayos insectos que no hayan estado en posible contacto con otros entomopatógenos.
9. Se recomienda continuar las evaluaciones de diferentes cepas de *Paecilomyces* sp. de diferentes procedencias biogeográficas, con el fin de seleccionar algunas que resulten efectivas en el control de los diferentes estadios vitales de *Bemisia tabaci*.
10. Resulta necesario desarrollar estudios sobre la biología y modo de acción de *Paecilomyces* sp. a fin de establecer criterios racionales para la evaluación de sus cepas.



**BIBLIOGRAFIA**

AKEY, D. H. & T. J. HENNENBERRY. 1999. Use of the entomopathogenous fungi *Beauveria bassiana* and *Paecilomyces fumosoroseus* as biorational agents against the Silverleaf Whitefly (SLWF), *Bemisia argentifolii*, in field trials in upland cotton. USDA – ARS. 1999 – 01: 68. Consultado 1 oct. 2001.

<http://ag.Arizona.edu/crops/cotton/insects/wf/abstracts/usdabstr99/usdabstD1.html#D1>

ALCALÁ DE MARCANO, D., J. MARCANO & M. MORALES. 1999. Patogenicidad de *Beauveria bassiana* y *Paecilomyces fumosoroseus* sobre adultos del picudo de la batata *Cylas formicarius elegantulus* Summers (Curculionidae) Rev. Fac. Agron. (LUZ). 16: 52 – 63. Disponible en

[http://www.redpav-fpolar.info.ve/fagroluz/v16\\_1/v161z005.html](http://www.redpav-fpolar.info.ve/fagroluz/v16_1/v161z005.html)

ALVES, S. B. & R. M. PEREIRA. 1989. Production of *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok and *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill in plastic trays. Ecosistema 14: 188 – 192 (Traducción del Portugués)

CASTAÑO, J. 1986. Prácticas de Laboratorio de Fitopatología. Proyecto AID/Honduras. MIPH – EAP / AID. Escuela Agrícola Panamericana El Zamorano. Dpto. de Protección Vegetal. Honduras. 45pp

CASTINEIRAS, A. 1995. Natural Enemies of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in Cuba. Florida Entomologist 78 (3): 538 – 540. Consultado 1 oct. 2001. Disponible en

[www.fcla.edu/FlaEnt/fe78p538.pdf](http://www.fcla.edu/FlaEnt/fe78p538.pdf)

CATIE. 1995. Curso de Control Biológico. material didáctico de apoyo. s.n.t. Turrialba, Costa Rica.

- CAVE, R.D. 1994. ¿Es viable el Control Biológico de un vector de Geminivirus, como *Bemisia tabaci*? Rev. Manejo Integrado de Plagas. Costa Rica. 54:18 – 22.
- CAVE, R. D. (ed.) 1995. Manual para la enseñanza del control biológico en América Latina. Escuela Agrícola Panamericana Zamorano, Honduras.
- COUCH T. L. & C. M. IGNOFFO. 1981. Formulation of insect pathogens. *In. Microbial Control of Pests and Plant Diseases. 1970 – 1980* (Buges, H. D., Ed.) Academic Press, London. pp. 621 – 634.
- DE SOLANO, B. D. 1996. Aislamiento, Identificación y Evaluación de Hongos Entomopatógenos. Departamento de Protección Vegetal. Facultad de Ciencias Agronómicas. Universidad de El Salvador. San Salvador. 6pp. (trabajo Inédito).
- ESTRADA, R.E. 1991. Enseñanza del Control Biológico en Universidades de América Latina. Curso corto de EAP – University of Florida. Agrícola “El Sol”, Guatemala. 10pp.
- FERNANDEZ – LARREA VEGA, O. 1999. Expresión del control biológico en el Caribe. Instituto de Investigaciones de Sanidad Vegetal. Ciudad de La Habana, Cuba. 14pp.
- FENG, M. G., T. J. POPRAWSKI & G. G. KHACHATOURIANS. 1994. Production, Formulation and Application of the Entomopathogenic Fungus *Beauveria bassiana* for Insect Control: Current Status. *Biocontrol Science and Technology* 4: 3 – 34.

- GRANADOS, G. & L. HILJE. 1997. Informe de Costa Rica. *In*: VI Taller Latinoamericano y del Caribe sobre Moscas Blancas y Geminivirus. Memoria. MIP/JAD. Santo Domingo. pp.3-4
- HERRERA, F., M. CARBALLO & SHANNON, P. 1999. Eficacia de cepas nativas de hongos entomopatógenos sobre *Bemisia tabaci*, en el laboratorio. Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica) N° 54: 37 - 43
- HODDLE, M. S., 1998. The Biology and Management of Silverleaf Whitefly, *Bemisia argentifolii* Bellows and Perring (Homoptera: Aleyrodidae) on greenhouse grown ornamentals. Riverside, CA. 15pp. Disponible en <http://www.biocontrol.ucr.edu/hodd1.html>
- HOFFMANN, M. P. & A. C. FRODSHAM. 1993. Natural enemies of vegetable insect pests. Cooperative Extension, Cornell University, Ithaca, N. Y. 63pp.
- INISAV. s.a. Biasav, productos biológicos para la sanidad vegetal. Hoja informativa. La Habana, Cuba.
- Instituto Geográfico Nacional “Ingeniero Pablo Arnoldo Guzmán”. 1990? Monografías del Departamento y Municipio de La Libertad. Ministerio de Obras Públicas. San Salvador, El Salvador. 185pp.
- Instituto Geográfico Nacional “Ingeniero Pablo Arnoldo Guzmán”. s.a. Diccionario Geográfico de El Salvador. Tomos I (A – K) & II (L – Z). Ministerio de Obras Públicas. San Salvador, El Salvador. 1458pp.

- JOSA, R.A. 1992. Taxonomía y morfología de moscas blancas. *In.* Documento Técnico Sobre Mosca Blanca. Subdirección Técnica de Sanidad Vegetal, Dirección de Sanidad Vegetal y Animal. Ministerio de Agricultura y Ganadería. San Salvador, El Salvador. 22 – 31pp.
- KUNO, G.; J. MULETT & M. DE HERNANDEZ. 1982. Patología de Insectos con Énfasis en las Enfermedades Infecciosas y sus Aplicaciones en el Control Biológico. 2ª ed. Estación experimental de Biología, Sección de Entomología, Departamento de Biología, Universidad del Valle. Cali. 212pp.
- LACEY, L. A., A. A. KIRK, L. MILLAR, G. MERCADIER & C. VIDAL. 1999. Ovicidal and larvicidal activity of conidia and blastospores of *Paecilomyces fumosoroseus* (Deuteromycotina: Hyphomycetes) against *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) with a description of a bioassay system allowing prolonged survival of control insects. *Biocontrol Science and Technology*. 9: 9 – 18.
- LECUONA, R.E., 1996. Control Microbiano, utopía o realidad. *In.* Microorganismos Patógenos Empleados en el Control Microbiano de Insectos Plaga. Buenos Aires, Argentina. p. 13 -15
- LECUONA, R., B. PAPIEROK & G. RIBA. 1996. Hongos Entomopatógenos. *In.* Microorganismos Patógenos Empleados en el Control Microbiano de Insectos Plaga. Buenos Aires, Argentina. p. 35 – 60.
- MAHR, D. 1999. Evaluating Biological Controls. *Midwest Biological Control News*. 6 (12). Consultado oct. 9, 2001. Disponible en <http://www.entomology.wisc.edu/mbcn/mbcn612.html>

- MALLOCH, D. 1997. Moulds: Isolation, Cultivation, Identification. Department of Botany. University of Toronto. Canada. Consultado nov. 23, 2001. Disponible en:  
<http://www.botany.utoronto.ca/ResearchLabs/MallochLab/Malloch/Moulds/Moulds.html>
- MAU, R. F. & MARTIN KESSING, J. L. 1992. *Bemisia tabaci* (Gennadius). Honolulu, Hawai. 10pp Consultado 3 oct. 2001. Disponible en  
[http://www.extento.hawaii.edu/kbase/crop/Type/b\\_tabaci.htm](http://www.extento.hawaii.edu/kbase/crop/Type/b_tabaci.htm)
- MENÉNDEZ, A. F. & D. PEREZ. 1994. Determinación del ciclo biológico de mosca blanca (*Bemisia tabaci*) en cuatro plantas hospederas a nivel de invernadero. Tesis de Ingeniería Agronómica. Dpto. de Protección Vegetal. Facultad de Ciencias Agronómicas. Universidad de El Salvador. 101pp.
- OSBORNE, L. S., G. K. STOREY, C. W. MCCOY, & J. F. WALTER. 1990. Potential for controlling the sweetpotato whitefly, *Bemisia tabaci*, with the fungus *Paecilomyces fumosoroseus*. International Colloquium on Invertebrate Pathology and Microbial Control (5, 1990, Adelaide, Australia). Proceedings and Abstracts. p. 386.
- PARADA JACO, R.Y. & R.F. de SERRANO. 1998. Hongos Entomopatógenos: Una alternativa para controlar Insectos, sin contaminar el medio ambiente. Laboratorio de Parasitología Vegetal. Gerencia de Servicios Técnicos. CENTA/MAG. El Salvador, 27pp.
- POPRAWSKI, T. J., C. G. GRACIA & C. J. VELAND. 1999. Field evaluation of Mycotrol® (conidia of *Beauveria bassiana* strain GHA), blastospores of *Paecilomyces fumosoroseus* strain 612, the particle film M97 - 009, and one sugar ester for control of whiteflies on

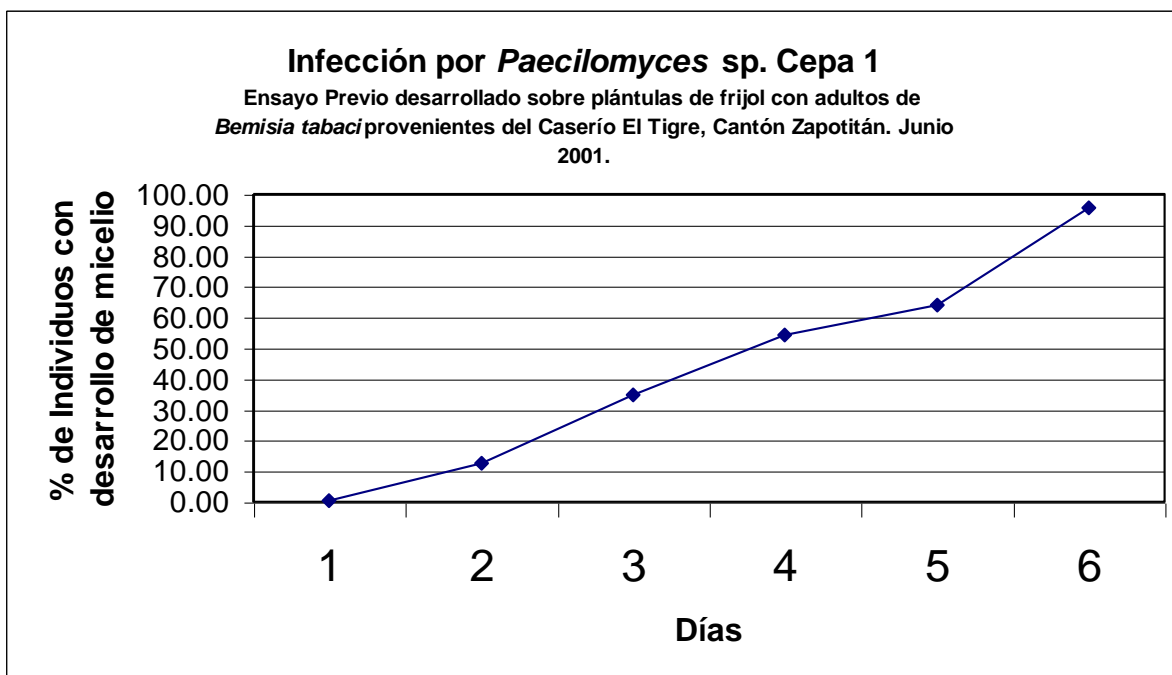
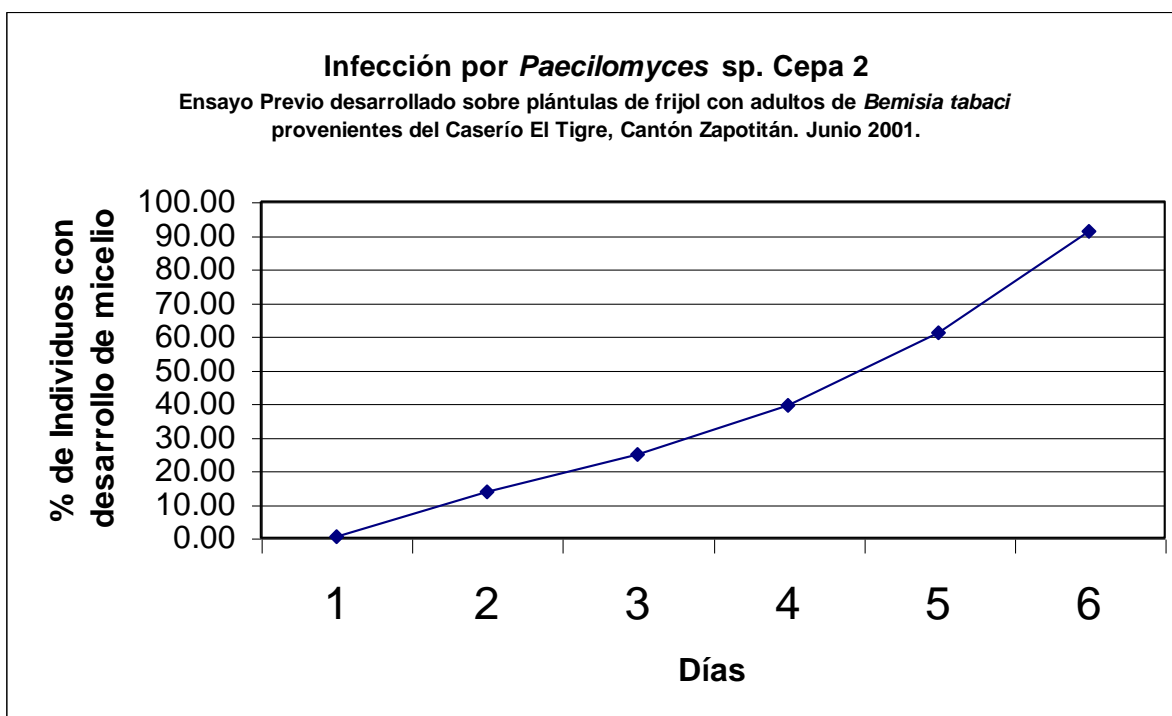
- melons. USDA – ARS 1999 – 01: 58 Consultado oct 1. 2001.  
Disponible en  
<http://ag.arizona.edu/crops/cotton/insects/wf/abstracts>
- POPRAWSKI, T. J. & W. A. JONES. 1999. Effects of *Beauveria bassiana* and *Paecilomyces fumosoroseus* on two lines of *Bemisia* whiteflies both reared on two different host plants. USDA – ARS. 1999 – 01: 60. Consultado oct 1. 2001. Disponible en  
<http://ag.arizona.edu/crops/cotton/insects/wf/abstracts>
- PUTERKA, G. J., R. A. HUMBER & T. J. POPRAWSKI. 1994. Virulence of fungal pathogens (Imperfect Fungi: Hyphomycetes) to Pear Psylla (Homoptera: Psyllidae). *Environmental Entomology* 23 (2): 514 – 520.
- ROBERTS, D. W. & W. G. YENDOL. 1971. Use of fungi for microbial control of insects. *In*. *Microbial Control of Insects and Mites* (Burgess, H. D. & N. W. Hussey. eds.) Academic Press. London. p. 129
- ROBERTS, D. W. 1981. Toxins of Entomopathogenic Fungi. *In*. *Microbial Control of Pests and Plant Diseases. 1970 – 1980.* (Burgess, H. D. Ed.) Academic Press. London. pp. 441 – 464
- RUIZ, J. & T. AQUINO. 1999. Manejo de *Bemisia tabaci* mediante barreras vivas y *Paecilomyces* en Oaxaca, México. *Manejo Integrado de Plagas.* 52 Consultado oct. 1, 2001. Disponible en  
[www.catie.ac.cr/informacion/RMIP](http://www.catie.ac.cr/informacion/RMIP)
- SALGUERO, V. 1992. Perspectivas para el Manejo de Mosca Blanca. *In*. *Documento Técnico Sobre Mosca Blanca.* Subdirección Técnica de Sanidad Vegetal, Dirección de Sanidad Vegetal y Animal. Ministerio de Agricultura y Ganadería. San Salvador, El Salvador. 69 – 84pp.

- SARAVIA, L. A. 2000. Coeficiente de cultivo Kc para los cultivos en El Salvador. Publicaciones de la Facultad de Ciencia Agronómicas. Universidad Evangélica de El Salvador. El Salvador. 27pp
- SAUNDERS, J.L.; D.T. COTO & A.B.S. KING. 1998. Plagas Invertebradas de Cultivos Anuales Alimenticios en América Central. Serie Técnica. Manual Técnico N° 29. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE). Turrialba, Costa Rica. pp. 184-185.
- SERRANO CERVANTES, L; J. M. SERMEÑO CHICAS & J. F. LARIOS CAÑAS. 1992. Las moscas blancas (Homóptera: Aleyrodidae) y sus problemas asociados en El Salvador. Rev. Protección Vegetal. Departamento de Protección Vegetal. Facultad de Ciencias Agronómicas. Universidad de El Salvador. 2 (2): 6-77
- SOKAL R. R. & F. J. ROHLF. 1979. 1a ed. Española. Biometría. Principios y métodos estadísticos en la investigación biológica. H. Blume ediciones. Rosario, Madrid, España. 832 pp.
- SPONAGEL, K. W. & FUNEZ, M. R. 1994. Manual de Recomendaciones. Estrategias Aprobadas de Manejo del Complejo Fitosanitario Mosca Blanca / Virus Gemini en la Producción de Tomate. Fundación Hondureña de Investigación Agrícola (FHIA). La Lima. 46pp.
- The Whitefly Plan – Five Year Update. 1997. Agricultural Research. P. 4 – 12. contacto Jim de Quattro ([jdequatt@asrr.arsusda.gov](mailto:jdequatt@asrr.arsusda.gov)) Consultado oct 5. 2001. Disponible en [www.ars.usda.gov/is/AR/archive/feb97/whitefly.pdf](http://www.ars.usda.gov/is/AR/archive/feb97/whitefly.pdf)
- THURSTON, D.H. 1989. Enfermedades de cultivos en el Trópico. Department of Plant Pathology. Cornell University / Centro

- Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE). Turrialba, Costa Rica. 232pp.
- VANDENBERG, J.D. 1996. Standardized Bioassay and Screening of *Beauveria bassiana* and *Paecilomyces fumosoroseus* Against the Russian Wheat Aphid (Homoptera: Aphididae) Rev. Journal of Economic Entomology 89 (6): 1418 – 1423.
- VEGA, F. E. 1997. Know your friends: The Entomopathogen *Paecilomyces fumosoroseus*. Midwest Biological Control News. 4 (3). Consultado 9 oct. 2001. Disponible en <http://www.entomology.wis.edu/mbcn/kyf403.html>
- VIDAL, C., L. S. OSBORNE, L. A. LACEY & J. FARGUES. 1998. Effect of host plant on the potential of *Paecilomyces fumosoroseus* (Deuteromycotina: Hyphomycetes) for controlling the silverleaf whitefly, *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) in greenhouses. Bio – control Orlando, FLA: Academic Press. 12 (3): 191 –199.
- VIDAL, C., L. A. LACEY & J. FARGUES. 1997. Pathogenicity of *Paecilomyces fumosoroseus* (Deuteromycotina: Hyphomycetes) against *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) with a description of a bioassay method. Journal of Economic Entomology. 90 (3): 765 – 772.
- VILARINHO de OLIVEIRA, M.R. s.a. Mosca Branca Biologia de *Bemisia tabaci* raça B (Homoptera, Aleyrodidae). EMBRAPA/CENARGEN. Brasília, D.F. 38pp.



# **ANEXOS**

**ANEXO 1****Fig. A1.1****Fig. A1.2**

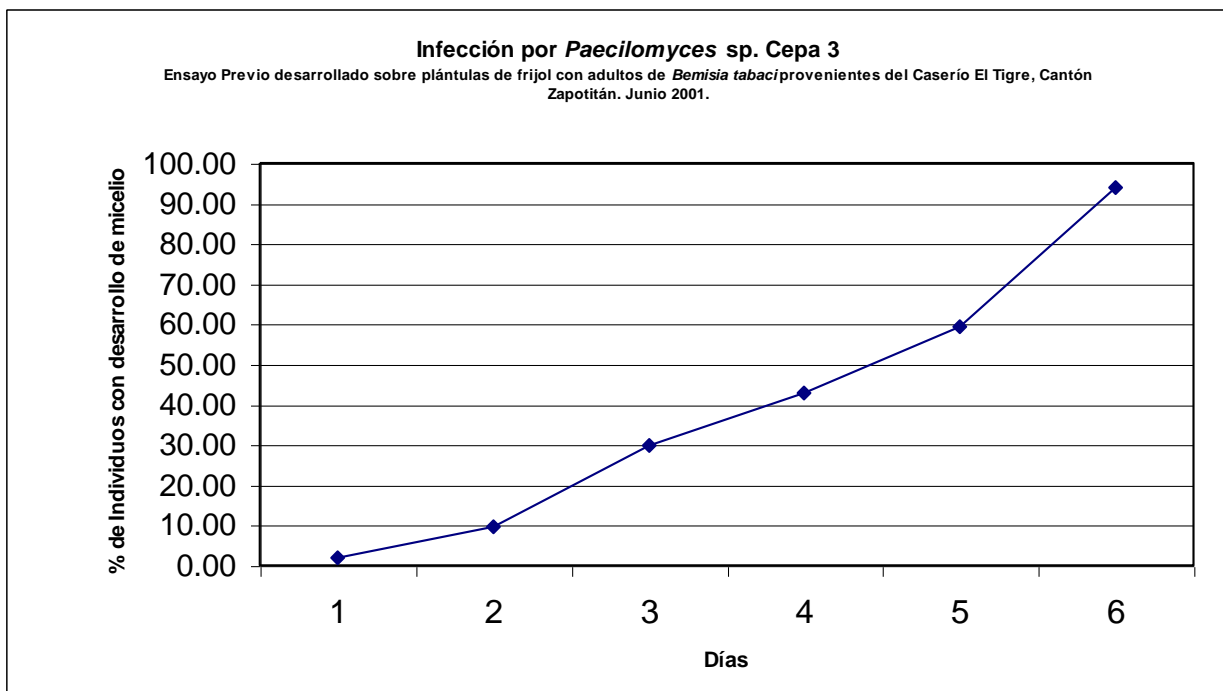


Fig. A1.3

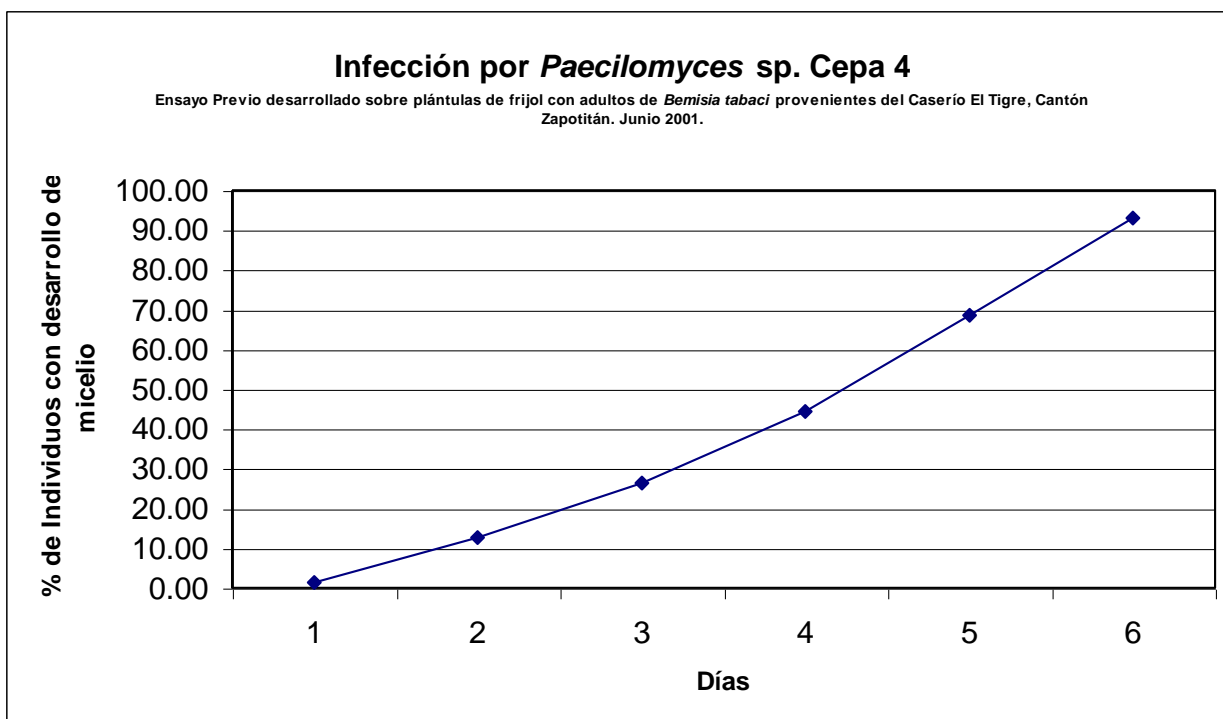


Fig. A1.4

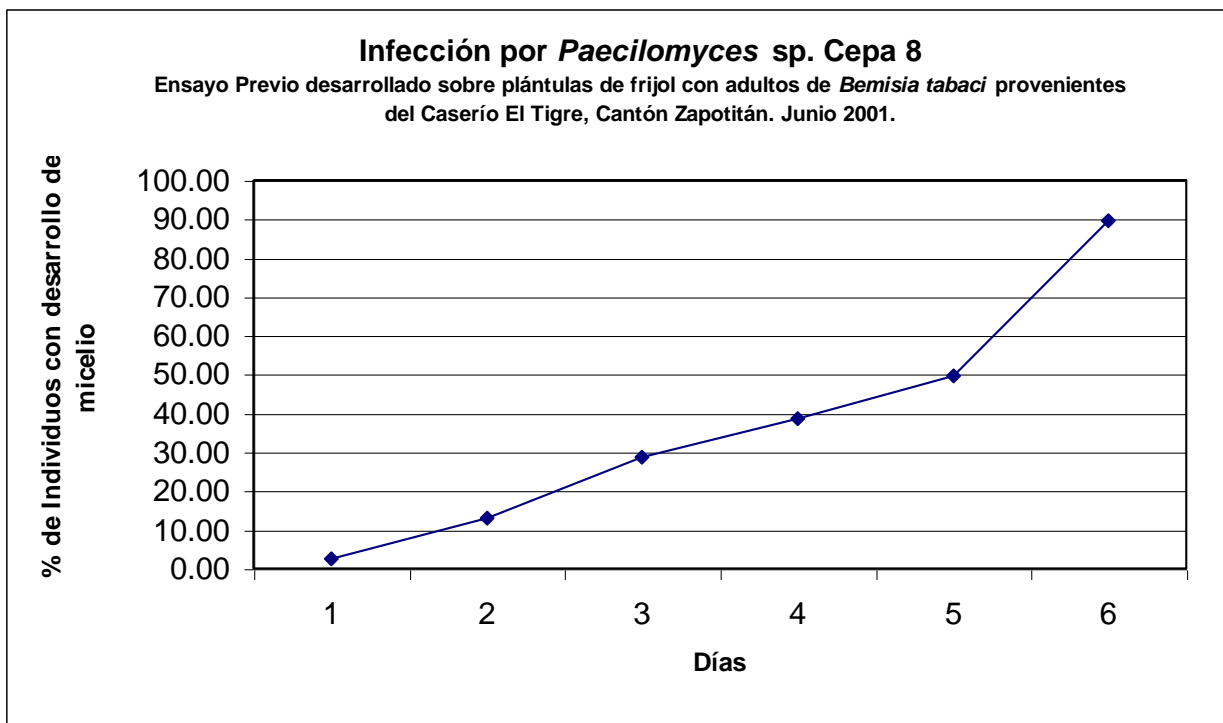


Fig. A1.5

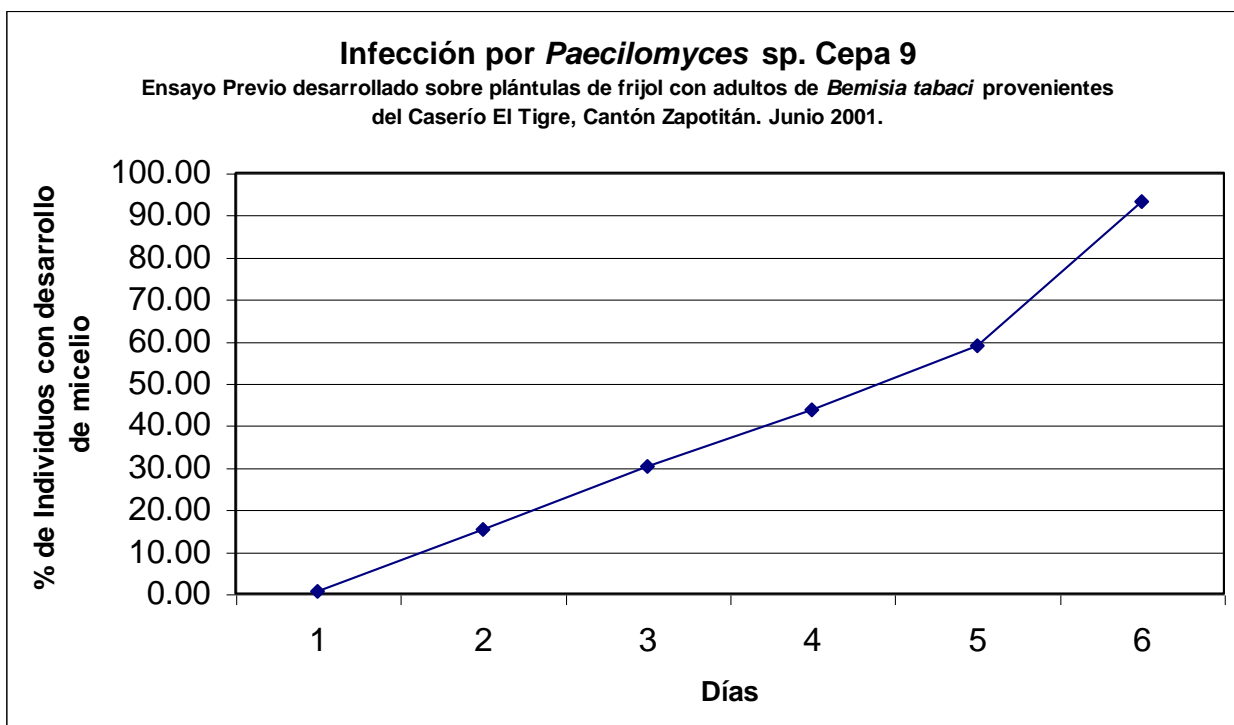


Fig. A1.6

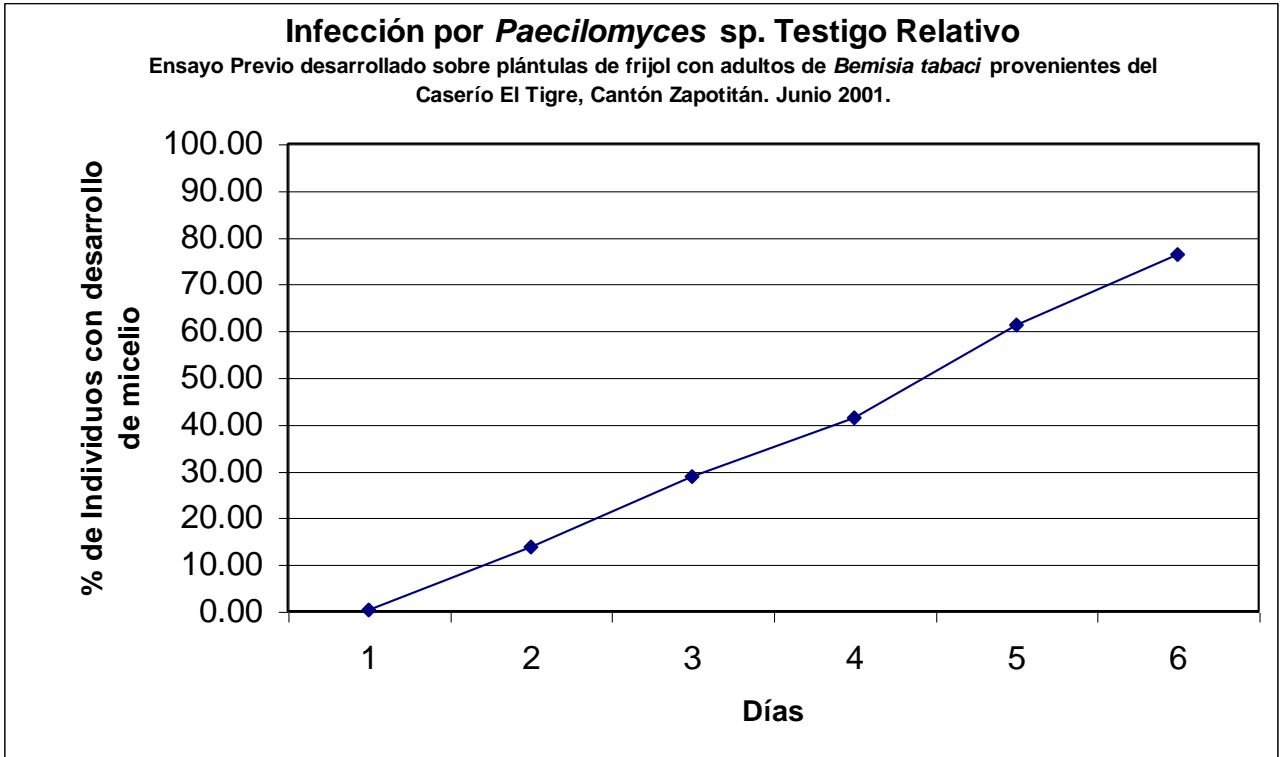


Fig. A1.7

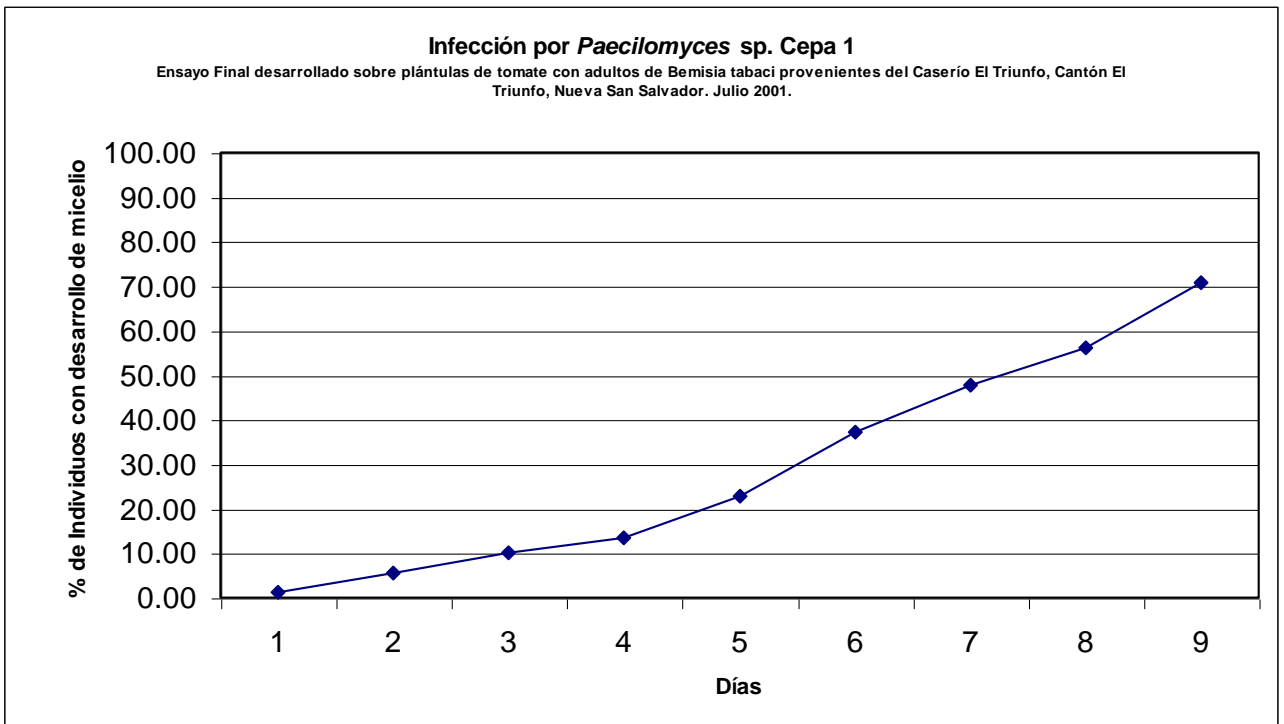


Fig. A1.8

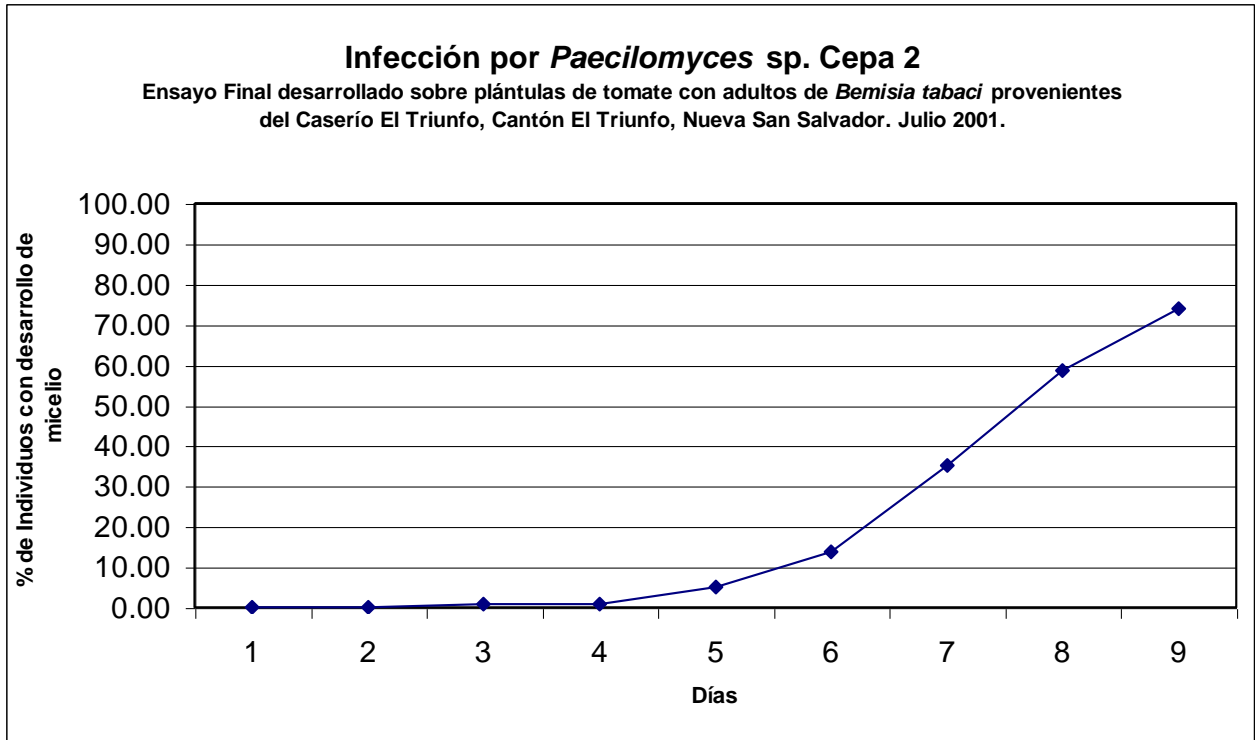


Fig. A1.9

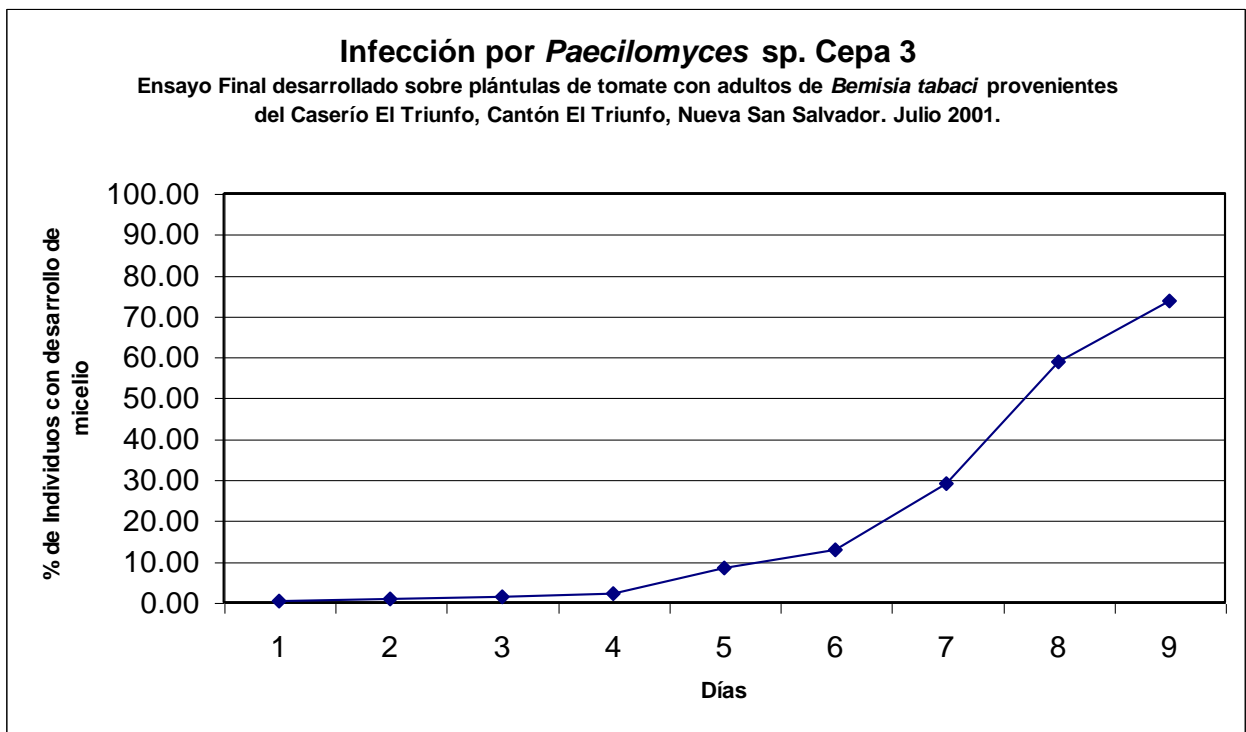


Fig. A1.10

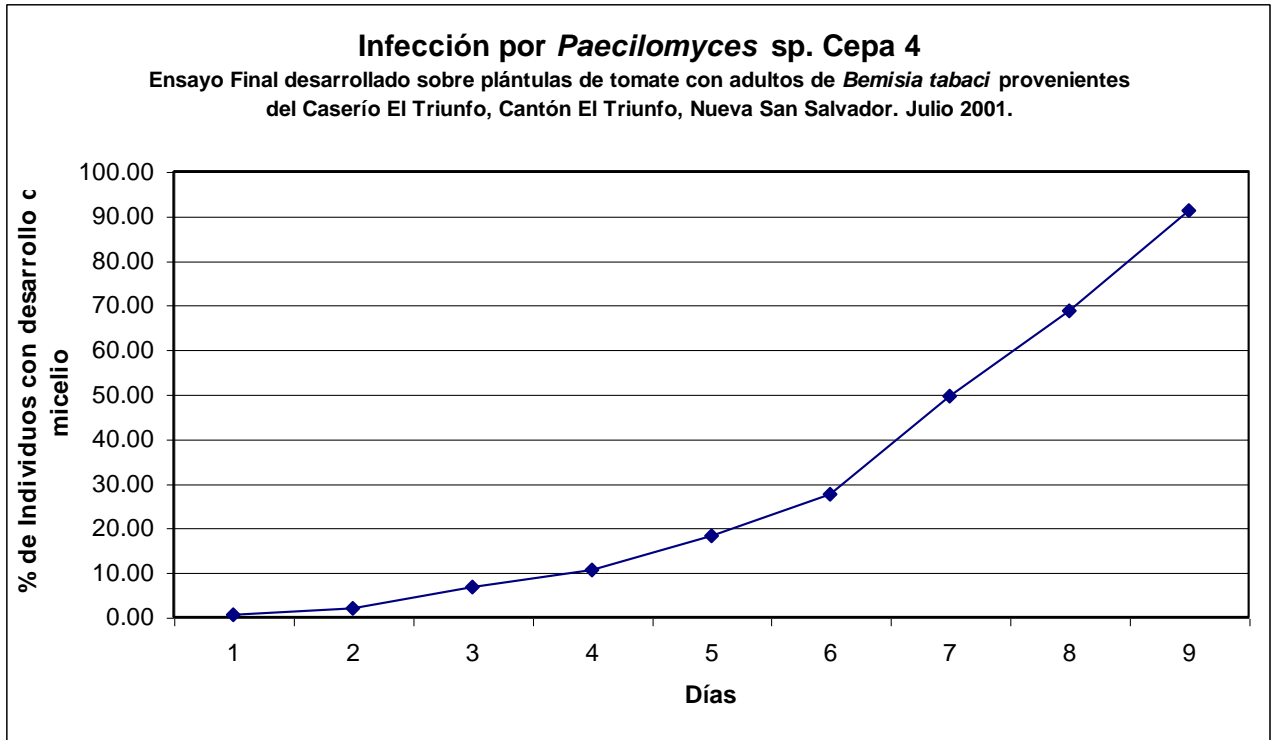


Fig. A1.11

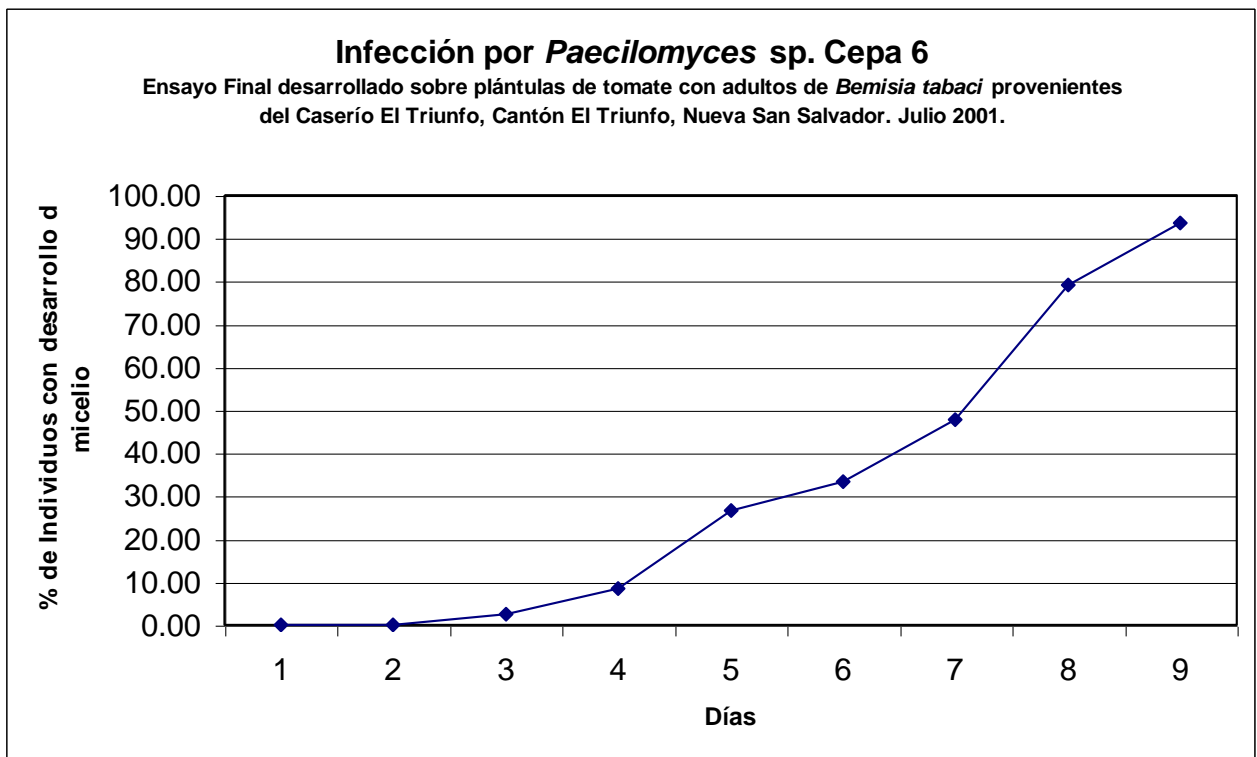


Fig. A1.12

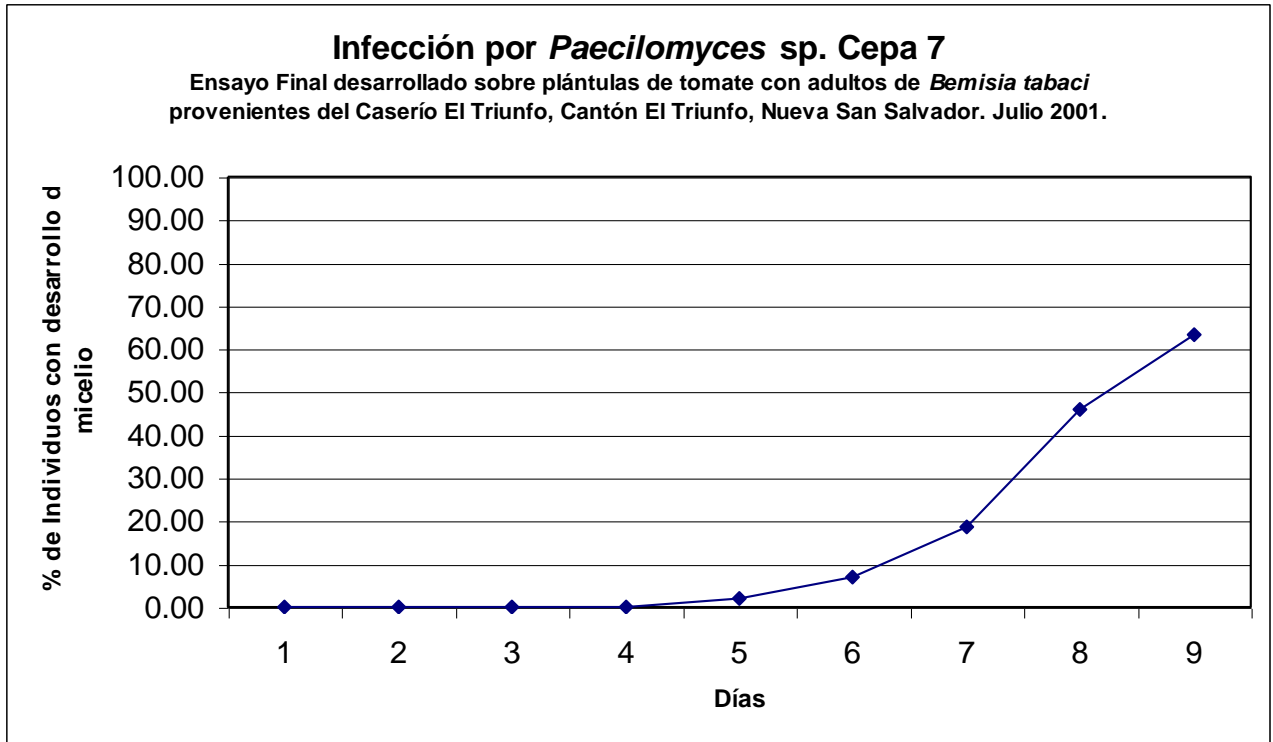


Fig. A1.13

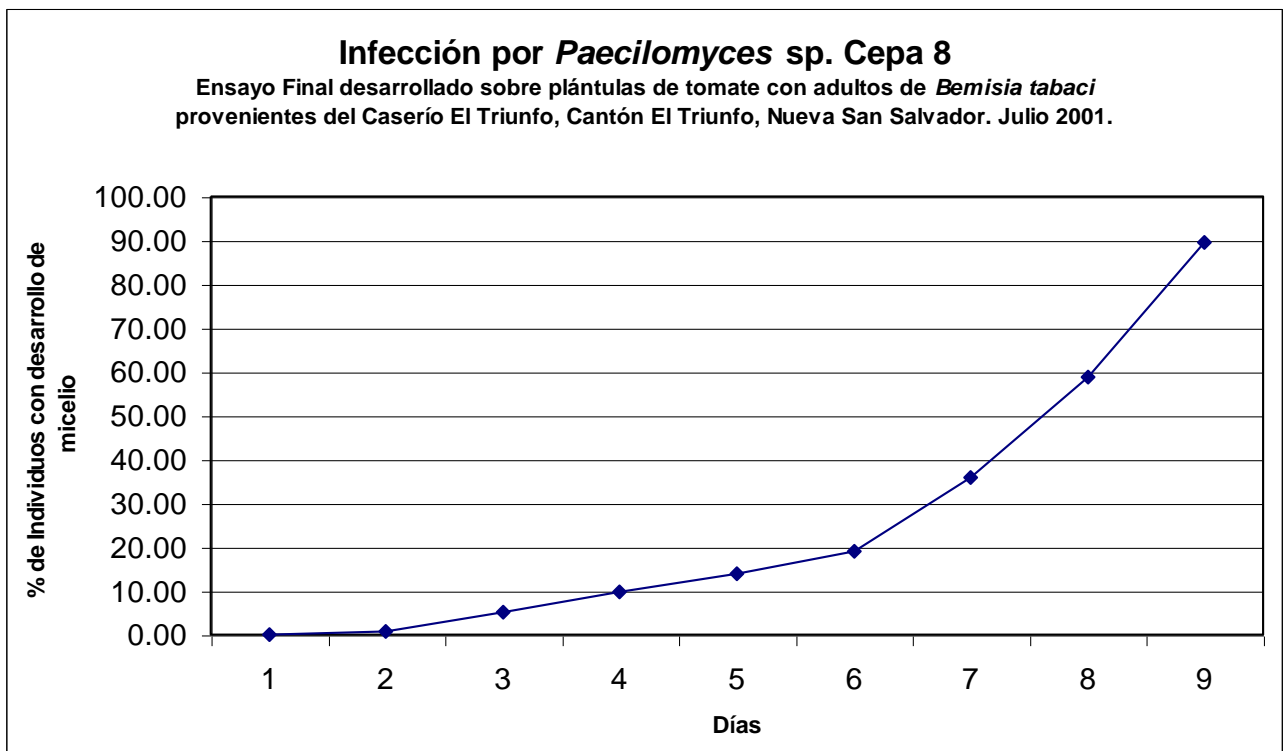


Fig. A1.14



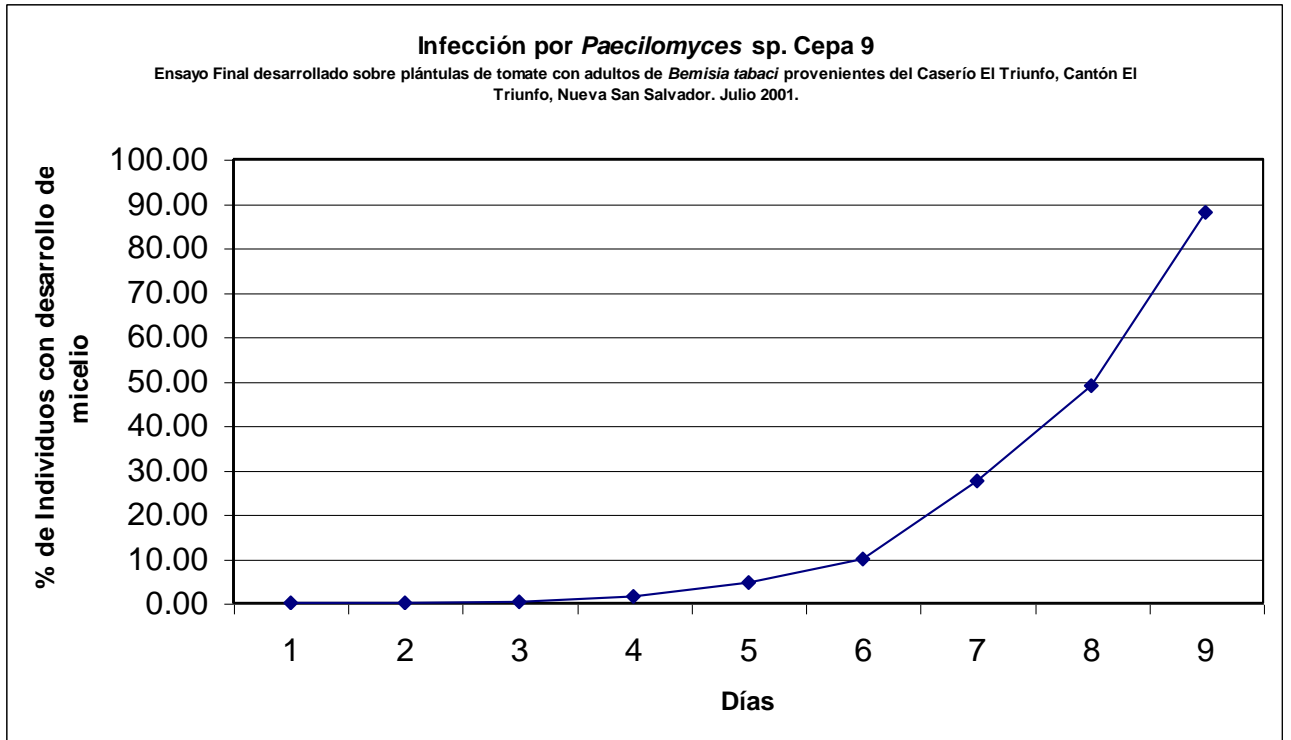


Fig. A1.15

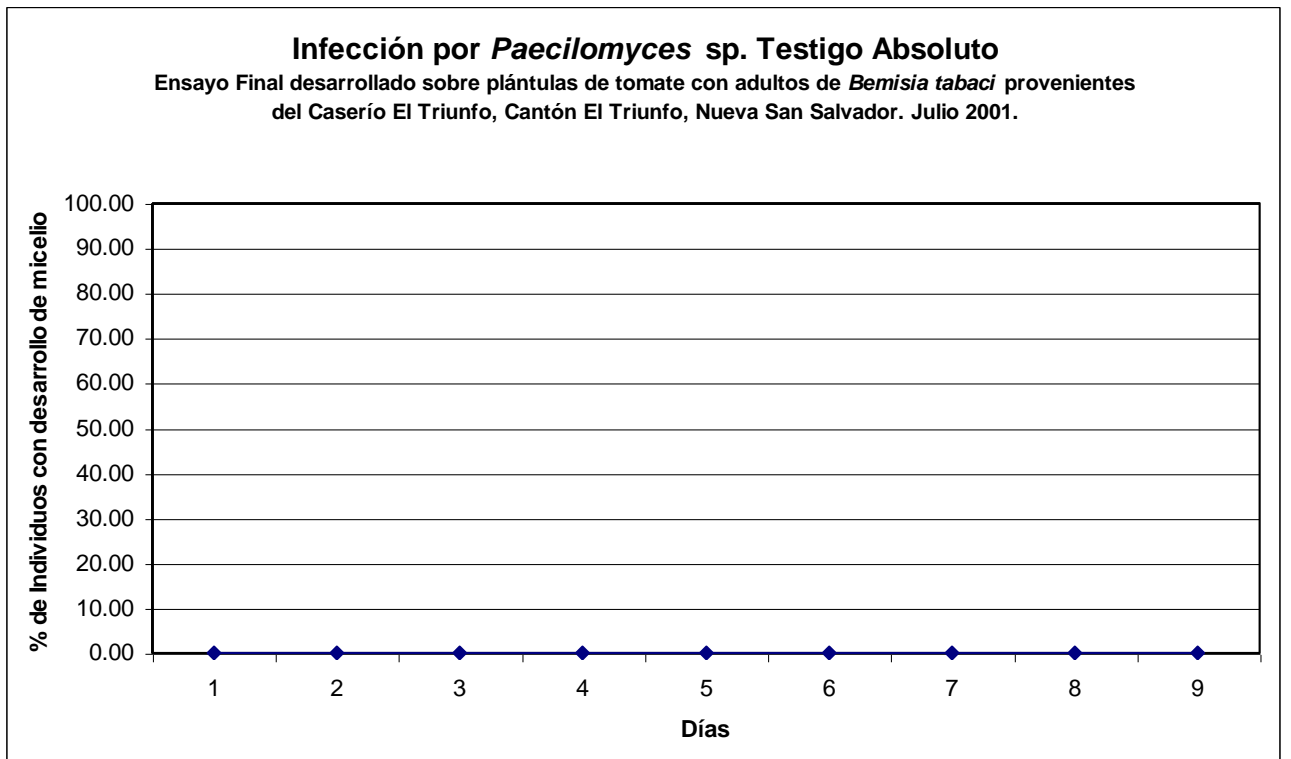


Fig. A1.16