

HONGOS ENTOMOPATÓGENOS: IMPORTANTE HERRAMIENTA PARA EL CONTROL DE “MOSCAS BLANCAS” (HOMOPTERA: ALEYRODIDAE)

ELIZABETH ARAUJO DE ALBUQUERQUE MARANHÃO
EDUARDO HENRIQUE DE ALBUQUERQUE MARANHÃO

Estação Experimental Luiz Jorge da Gama Wanderley, Instituto Agronômico de Pernambuco, Vitória de Santo Antão, Pernambuco.

RESUMEN

HONGOS ENTOMOPATÓGENOS: IMPORTANTE HERRAMIENTA PARA EL CONTROL DE “MOSCAS BLANCAS” (HOMOPTERA: ALEYRODIDAE)

En los últimos años, varios sistemas agrícolas tropicales y subtropicales han sido seriamente afectados por *Bemisia tabaci* que de ser, en general, una especie de importancia secundaria, se ha convertido en un problema agrícola principal presente en todos los continentes. En el área Mediterránea y en Iberoamérica, sus plagas han causado problemas, por efecto directo o por transmisión de geminivirus, a cultivos hortícolas, ornamentales, industriales y de exportación. Aunque es difícil cuantificar su impacto sobre la producción, las pérdidas ocasionadas por las plagas de esta especie, equivalen a decenas, y quizás cientos de millones de dólares. Además, a las pérdidas *per se* debe sumarse el aumento en los costes de producción debidos sobre todo al uso de insecticidas. La situación descrita llevó al desarrollo, en varios países, de valiosos esfuerzos para el manejo integrado de las plagas, en particular, la exploración y desarrollo de medidas de control biológico desde los años 90. Varias especies de parasitoides, depredadores y hongos entomopatógenos han sido estudiados para este fin. Los hongos entomopatógenos tienen la particularidad de invadir a sus hospedantes a través del tegumento por lo que se consideran de gran utilidad para el control de las poblaciones de insectos chupadores. Varios autores han apuntado la posibilidad de empleo, en programas de control integrado de moscas blancas, de hongos como *Paecilomyces fumosoroseus*, *Aschersonia aleyrodís*, *Verticillium lecanii*, *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae*. Estos agentes pueden ser aplicados de forma inundativa, con medios convencionales, dado que se multiplican con facilidad y son susceptibles de posterior manejo para la elaboración de formulados insecticidas, donde la eficacia de un producto de estas características reside en la correcta selección de la cepa que formará el ingrediente activo.

Termos para indexación: Control biológico, Hifomicetos, *Bemisia tabaci*, eficacia.

ABSTRACT

ENTOMOPATHOGENIC FUNGI: AN IMPROTANT TOOL FOR THE CONTROL OF “WHITEFLIES” (HOMOPTERA: ALEYRODIDAE)

In recent years, several tropical and subtropical agricultural systems have been seriously affected by *Bemisia tabaci* that, in general, is a species of secondary importance, has become a major agricultural problem in all continents. In the Mediterranean area and Latin America, has caused problems, by direct effects or transmission of geminivirus in horticultural, ornamental, industrial and export crops. Although it is difficult to quantify the impact on production, losses caused by this species amounting to tens and perhaps hundreds of millions of dollars. Moreover, the loss *per se* should be added the increase in production costs due mainly to the use of insecticides. The situation led to the development in several countries of valuable efforts for the integrated management of pests, particularly the exploration and development of biological control since the 90s. Several species of parasitoids, predators and entomopathogenic fungi have been studied for this purpose. Entomopathogenic fungi have the particularity to invade their hosts through the tegument and must therefore be very useful for monitoring populations of sucking insects. Several authors have noted the possibility of employment, in programs of integrated control of whiteflies, fungus like *Paecilomyces fumosoroseus*, *Aschersonia aleyrodis*, *Verticillium lecanii*, *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae*. These agents can be applied in a flooded way, with conventional means, because they multiply easily and are susceptible to subsequent management for the development of formulated insecticides, where the effectiveness of such a product is the correct choice of the strain which will form the active ingredient.

Index terms: Biological control, Hyphomycetes, *Bemisia tabaci*, efficacy.

1. ENTOMOPATÓGENOS COMO AGENTES DE BIOCONTROL

La aparición natural de entomopatógenos es considerada como un importante factor en la regulación de las poblaciones de insectos e incluso muchas especies son empleadas como agentes de control biológico. Las noticias relativas a su presencia en las poblaciones de insectos provienen de los tratadistas clásicos con descripciones de síntomas de enfermedades padecidas por las especies domesticadas, la abeja, *Apis mellifera* y el gusano de seda, *Bombyx mori* (Steinhaus, 1956), sin embargo, los primeros agentes etiológicos puestos al descubierto los proporcionaron otros insectos. En

1726, Antoine Ferchault de Reaumur ilustra un “*crecimiento vegetal en forma de tallo*” que emergía de una larva de noctuído, poco después, fray Joseph Torrubia en su **Aparato para la historia natural de España** estampa una población de avispas, avistada cerca de la Habana, con “*pequeños árboles*” que crecían en sus cuerpos. En ambos casos los insectos estaban parasitados por especies de *Cordyceps*. Casi un siglo más tarde dan comienzo, sucesivamente, la Patología de Insectos y su vertiente aplicada, el Control Microbiano de las plagas de insectos, por el empuje de investigadores pioneros como Agostino Bassi, Louis Pasteur y Elie Metchnikoff (Steinhaus, 1956). Este último, en 1879, producía artificialmente esporas del hongo *Metarhizium anisopliae* (Mets.) Sorokin y realizaba en Rusia los primeros ensayos de campo para su empleo en el control del Escarabeido *Anisoplia austriaca*. Ahora, después de muchas vicisitudes, al irrumpir en la escena la bacteria esporígena, *Bacillus thuringiensis* Berliner, el interés por los microorganismos entomopatógenos ha recibido un gran impulso, encontrando disponibles, en el momento actual, una gran variedad de ellos para ser utilizados en el control de las plagas de insectos en los cultivos más diversos (Burges, 1981; Tanada y Kaya, 1993).

Los microorganismos entomopatógenos usados en el control biológico incluyen los virus, bacterias, hongos, protozoos y nematodos. La comparación entre estos organismos y los insecticidas químicos convencionales se suele hacer en base a la eficacia y el coste. Además, cuando son considerados los beneficios al medio ambiente que incluyen la protección al hombre y otras formas de vida, reducción de los residuos químicos, aumento de la actividad de otros enemigos naturales y biodiversidad en el ecosistema, sus ventajas son numerosas. Asimismo, estos organismos también presentan ventajas sobre otros agentes de biocontrol como los artrópodos, ya que en su gran mayoría, pueden ser producidos artificialmente, almacenados por largos períodos y aplicados con los equipos convencionales. Por otro lado, como los artrópodos, muchos entomopatógenos muestran especificidad a determinadas especies o grupos de insectos y algunos tienen la capacidad de promover el control por largos períodos. De igual manera, poseen desventajas normalmente relacionadas con su corta persistencia, lenta velocidad de acción, especificidad (muy amplia o muy restricta) y más elevado coste si los comparamos con los insecticidas químicos convencionales (Lacey *et al.*, 2001).

1.1. Los hongos entomopatógenos

Los hongos son un grupo de microorganismos filogenéticamente diverso,

heterotróficos, eucariontes, unicelulares o hifales (filamentosos), que presentan reproducción por esporas sexuales, asexuales o ambas. Los hongos verdaderos, pertenecientes al reino *Mycota*, son agrupados en cuatro subdivisiones: *Deuteromycota*, *Zygomycota*, *Ascomycota* y *Basidiomycota* (Inglis *et al.*, 2001).

Los hongos entomopatógenos son importantes agentes de control biológico de insectos y frecuentemente ocasionan epizootias que reducen significativamente sus poblaciones (MaCoy *et al.*, 1988). Se conocen más de 700 especies de hongos entomopatógenos pero poco más de 10 han sido empleadas en el control biológico de insectos (Hajeck y St. Leger, 1994). Como queda reflejado en la Tabla 1, las especies más importantes se distribuyen en las clases de los Zigomicetos (orden Entomophthorales), Deuteromicetos (Hifomicetos) y Ascomicetos (en particular los géneros *Cordyceps* y *Torribiella*) y originan micosis en diferentes taxones de Artrópodos, pero sin duda, los Deuteromicetos, y en concreto los Hifomicetos, contienen el mayor número de especies entomopatógenas (Gillespie y Moorhouse, 1989). Se caracterizan por infectar todas las etapas de la vida de los insectos, se encuentran en hábitats acuáticos, terrestres y subterráneos e invaden el insecto por vía cutánea, siendo por esta causa los únicos patógenos capaces de infectar a insectos con aparato bucal picador, chupador suctor, Tisanópteros, Hemípteros (Roberts y Humber, 1981).

Se conoce un amplio rango de ciclos biológicos entre los hongos entomopatógenos que van desde el parasitismo obligado hasta patógenos oportunistas que pueden sobrevivir saprofiticamente en ausencia de un hospedante vivo. Los ciclos de vida de los parásitos obligados, como las especies del género *Coelomomyces*, pueden incluso envolver hospedantes intermediarios. Por otro lado, los hongos imperfectos como los Hifomicetos, presentan ciclo de vida más sencillo, falta de reproducción sexual y rango de insectos hospedantes considerablemente más amplio (Lecuona *et al.*, 1996). En la Tabla 1 se presentan los principales géneros de hongos entomopatógenos y sus hospedantes.

En el orden Entomophthorales, muchas especies son responsables de epizootias que normalmente regulan con éxito las poblaciones de insectos. Por otro lado, la mayoría de las especies de este orden son relativamente difíciles de producir en medios artificiales y sus conidias primarias tienen vida corta haciendo que las aplicaciones inundativas sean difíciles o imposibles (Lacey *et al.*, 2001; Eilenberg, 2002). Comparado con los Hifomicetos los cuales presentan amplio rango de hospedantes y las epizootias en general ocurren solamente en poblaciones de

Tabla 1. — Los hongos entomopatógenos y sus hospedantes

Subdivisión	Clase	Entomopatógeno	Hospedante
Mastigomycotina	Chytridiomycetes	<i>Coelomyces</i>	Larvas mosquitos
	Oomycetes	<i>Leptolegnia</i> <i>Lagenidium giganteum</i>	Larvas mosquitos
Zygomycotina	Zygomycetes	<i>Mucor</i>	Varios por heridas
		Entomophthorales	Diversos
Ascomycotina	Plectomycetes	<i>Ascospaera</i>	Abejas
	Pyrenomycetes	<i>Cordyceps</i>	Varios
Deuteromycotina	Coelomycetes	<i>Aschersonia</i>	Cochinillas y moscas blancas
		Hyphomycetes	<i>Beauveria</i>
	<i>Culicinomyces</i>	Mosquitos	
	<i>Hirsutella</i>	Ácaros	
	<i>Metarhizium</i>	Varios	
	<i>Nomuraea</i>	Noctuidos	
	<i>Paecilomyces</i>	Varios	
	<i>Tolypocladium</i> <i>Verticillium</i>	Larvas mosquitos Cochinillas, moscas blancas, pulgones	

(Adaptada de Ainsworth, 1973).

insectos del suelo, los Entomophthorales poseen corto rango de hospedantes y se asocian frecuentemente a insectos foliares o ácaros (Pell *et al.*, 2001; Eilenberg, 2002). Algunas de las características de estos dos órdenes se presentan en la Tabla 2.

Un gran y complejo número de procesos interactivos, tanto ambientales como bióticos, son necesarios para el desarrollo o inhibición de epizootias causadas por hongos entomopatógenos, incluyendo la sensibilidad a la radiación solar; antagonistas microbianos; comportamiento del hospedante, condiciones fisiológicas y edad; vigor y edad del patógeno; presencia de pesticidas; y temperatura, humedad y cantidad de inóculo apropiadas (Ferron *et al.*, 1991; Lacey y Goettel, 1995). Para obtener ventajas del potencial epizoótico de los hongos entomopatógenos es necesario entender no solamente los determinantes críticos para la virulencia e infección del hongo sino también las técnicas de control sobre ellos a través de la optimización de las prácticas culturales, formulación y manipulación del medio ambiente. Asimismo, el éxito de los hongos entomopatógenos como agentes microbianos de control va a depender del uso adecuado de propágulo, formulado y aplicado en la dosis y tiempo apropiados, es decir: presencia del estadio susceptible del insecto hospedante, condiciones ambientales favorables al patógeno y compatibilidad con otras prácticas culturales (Lacey *et al.*, 2001).

Tabla 2. — Características generales de Entomophthorales e Hyphomycetes

Característica	Entomophthorales	Hyphomycetes
Tamaño y número de conidias por cadáver	> 10 µm de largo, pequeño número de conidias/cadáver	< 10 µm de largo, gran número de conidias/cadáver
Liberación de conidias	Activa, con algunas excepciones	No activa
Preformación de muco en las conidias	Presente	Ausente, con excepciones: <i>Verticillium</i> spp., <i>Hirsutella</i> spp., <i>Aschersonia</i> spp.
Rhizoides	Presente en muchas especies	Ausente
Habilidad de modificar el comportamiento del hospedante	Puede modificar el comportamiento como por ejemplo <i>Entomophaga grilli</i> , <i>Entomophora muscae</i>	No modifican el comportamiento con excepción de <i>Sorospora</i> spp.
Muerte del hospedante antes de la esporulación	Presente en algunas especies: <i>Entomophthora thripidum</i> , <i>Strongwellsea castrans</i> y <i>Massospora</i> spp.	Presente en <i>Verticillium lecanii</i>
Epizootias	Más común en insectos foliares	Más común en insectos del suelo
Rango de hospedantes	Estrecho	Amplio, con excepción de <i>V. lecanii</i> , <i>Hirsutella thomsoni</i>
Producción de toxinas	Desconocida	Observada en muchas especies
Crecimiento saprofito	Ausente con excepción de <i>Conidiobolus</i> spp.	Presente en muchas especies
Esporos de reposo	Presente en muchas especies	Ausente, con excepción de los clamidosporos en <i>Sorospora</i>
Virulencia	Requiere pocas conidias para infección	Requiere muchas conidias para infección, excepto <i>V. lecanii</i>
Tasa de esporulación y germinación	Rápida	Lenta
Producción de conidias de 2º, 3º etc. orden	En todas las especies	Solamente en <i>Aschersonia</i>

(Pell *et al.*, 2001).

El incremento de la actividad de control de los hongos entomopatógenos se puede obtener a través de su combinación con otras intervenciones y tecnologías, otros agentes de control biológico, manipulación del ambiente a favor del proceso de infección y uso de insectos que favorecen la diseminación del hongo en hábitats de difícil acceso como suelo, por ejemplo (Klein y Lacey, 1999; Vega *et al.*, 2000).

1.1.1. Los hifomicetos entomopatógenos

Los hongos entomopatógenos, miembros de la clase Hifomicetos, se caracterizan porque forman micelio que originan esporas asexuales denominadas conidias a partir de células conidiógenas especializadas, formadas en hifas simples o ramificadas denominadas conidióforos o en agrupamientos de conidióforos denominado synema, aunque algunas especies pueden producir esporas de reposo denominados clamidosporas. Por otro lado, algunos taxones como *Aschersonia* y *Sorospora* producen conidias en el interior de estructuras denominadas picnidios (Inglis *et al.*, 2001).

La clase de los Hifomicetos reúne la mayoría de las especies utilizadas en el control microbiano y presentan un amplio rango de insectos hospedantes que incluye afidios, moscas blancas, trips, termitas, langostas, coleópteros, lepidópteros, dípteros, himenópteros entre otros. Los géneros más importantes son: *Aschersonia*, *Beauveria*, *Hirsutiella*, *Metarhizium*, *Nomuraea*, *Paecilomyces* y *Verticillium*.

1.1.2. Modo de acción

Los hongos son los únicos patógenos de insectos que invaden sus hospedantes primariamente a través del tegumento, aunque pocos taxones, como por ejemplo *Culicinomyces*, son capaces de invadir a través del tubo digestivo (Inglis *et al.*, 2001).

A pesar de la diversidad taxonómica de los hongos entomopatógenos, hay muchas similitudes en su modo básico de vida y ecología. En general el ciclo de vida de los hongos entomopatógenos comienza con la germinación de la spora y penetración en el hospedante a través de la cutícula, seguido de una rápida proliferación de las células fúngicas en el interior del insecto con resultado final de muerte. La muerte del insecto puede ir seguida de la producción de esporas infectivas para repetir inmediatamente el ciclo, la producción de esporas no móviles, o de estructuras de resistencia que requieren un período de inactividad. Así, de un modo general, los hongos entomopatógenos presentan varias fases en el desarrollo de una micosis:

a) La **adhesión** es el primer paso para la infección y consiste en la unión del

propágulo fúngico a la cutícula del hospedante. Dicha unión implica mecanismos no específicos de adhesión controlados por las propiedades hidrofóbicas de la pared celular de la conidia (Boucias *et al.*, 1988). En algunos taxones de Hifomicetos como *Beauveria*, *Metarhizium* y *Paecilomyces* las propiedades hidrofóbicas de las conidias se deben a la presencia en la pared celular de proteínas ricas en cisteína llamadas hidrofobinas. Al contrario, *Verticillium lecanii* posee conidias hidrofílicas (Inglis *et al.*, 2001).

b) La **germinación** ocurre cuando la conidia encuentra condiciones favorables de humedad, temperatura y requerimientos nutricionales en la cutícula pudiendo producir estructuras de penetración como tubos germinativos y apresorio, aunque esta estructura puede faltar en algunos taxones como *Beauveria* y *Nomuraea*, o cuando el tubo germinativo penetra por aberturas naturales. En el caso de *Beauveria bassiana*, para la germinación de las conidias, el hongo necesita de una fuente exógena de carbono como la quitina y, a menor nivel, ciertos ácidos grasos (Ferron, 1985). Por otro lado, los lípidos epicuticulares de los insectos pueden ser importantes para la unión del hongo con la cutícula del hospedante. Según Lecuona *et al.* (1997), se indican dos posibles papeles para los lípidos epicuticulares de los insectos en su relación con los hongos entomopatógenos: el primero sería hacer poco accesibles las fuentes de energía para la germinación de las conidias y el segundo podría ser una actividad específica antifúngica que podría inhibir el crecimiento de las hifas.

c) La **penetración** del hongo a través de la cutícula del hospedante implica una acción combinada de dos procesos principales: físico, debido a la presión de la hifa que rompe las áreas membranosas o poco esclerosadas, y químico, resultante de la secreción de enzimas (proteasas, lipasas, quitinasas) que facilitan la descomposición del tegumento (Boucias y Pendland, 1998). La abertura bucal, ano, regiones intersegmentales y tarsos son probablemente las áreas más comunes de penetración.

d) Después de la penetración, se inicia el proceso de **multiplicación del hongo en el hemocele** del insecto por medio de cuerpos hifales, llamadas blastosporas, que son estructuras uni o multicelulares que pierden la pared celular pero tienen una delgada capa fibrilar en la membrana plasmática. El insecto, a su vez, puede responder a la infección a través de mecanismos humorales (fenoloxidasas, lecitinas, proteínas y péptidos de defensa), celulares (fagocitosis, encapsulación) o ambos. Sin embargo, los cuerpos hifales de algunas especies como *Nomuraea rileyi* aparentemente no son fagocitados por los hemocitos de los insectos, quizá debido a la falta de residuos

específicos en su superficie que los hace irreconocibles por las lecitinas humorales (Boucias y Pendland, 1998).

El crecimiento vegetativo en el hemocele del insecto permite al hongo entomopatógeno incrementar la superficie fúngica en contacto con los nutrientes del medio y la dispersión por el sistema circulatorio del insecto. La duración del período de incubación varía entre las especies, sin embargo, el desarrollo de la enfermedad durante la etapa vegetativa es típicamente dependiente de la temperatura (Carruthers y Soper, 1987).

e) La **producción de toxinas** es una característica de la gran mayoría de las especies de hongos entomopatógenos. Estas sustancias pueden, en muchos casos, originar la muerte del insecto debido a sus propiedades biocidas; además actúan como inhibidores de las reacciones de defensa del hospedante por alteraciones en los hemocitos y retraso en la agregación de las células de la hemolinfa (Vey y Götz, 1986). Las toxinas que producen los hongos entomopatógenos pueden ser macromoléculas proteicas o moléculas de tamaño medio a pequeño con bajo peso molecular (Roberts, 1981; Vey *et al.* 2001). Entre las toxinas producidas por hongos entomopatógenos destacan las destruxinas producidas por *M. anisopliae* como las más estudiadas. Otros compuestos tóxicos producidos por otras especies son listados en la Tabla 3.

f) La **muerte del insecto** puede resultar de una combinación de factores incluyendo agotamiento de nutrientes, obstrucción física o invasión de órganos y

Tabla 3. — Toxinas producidas por algunas especies de Hifomicetos entomopatógenos.

Hongo Entomopatógeno	Toxinas producidas in vitro, in vivo o ambos
<i>Metarbizium anisopliae</i>	Destruxinas (más de 27 tipos), swainsinone, cytochalasin C
<i>Beauveria bassiana</i>	Bassianin, beauvericin, bassianolide, beauverolides, tenellin
<i>Beauveria brongniartii</i>	Oosporein
<i>Paecilomyces fumosoroseus</i>	Beauvericin, beauverolides, ácido piridino-2-6-dicarboxílico
<i>Verticillium lecanii</i>	Ácido dipcolónico, ácido hidroxicarboxílico, cyclosporin
<i>Tolypocladium spp.</i>	Cyclosporin, efrapeptinas (5 tipos)
<i>Hirsutella thompsonii</i>	Hirsutellin A y B, phomalactone

(Vey *et al.*, 2001).

toxicosis.

g) Después de la muerte del insecto el hongo continúa creciendo saprofiticamente e invade todos los tejidos y órganos internos, se da la **colonización total** del hospedante. El cadáver ya colonizado se convierte en una “momia” resistente a la descomposición bacteriana, aparentemente debido a la acción de metabolitos producidos por el hongo, como por ejemplo oosporeina producido por *Beauveria bassiana* y *B. brongniartii* (Inglis *et al.*, 2001).

h) Cuando las condiciones son favorables: ambiente húmedo y cálido; las hifas logran atravesar el tegumento del insecto ocurriendo la **emergencia del hongo hacia el exterior**. Generalmente la emergencia ocurre por las regiones menos esclerosadas del tegumento, como las membranas intersegmentales o los espiráculos, pero esto dependerá también del hospedante y de su estado de desarrollo.

i) Una vez que las hifas atraviesan el tegumento pueden permanecer en la fase vegetativa o iniciar el proceso de **esporulación** (fase reproductora) dentro de 24 a 48 horas dependiendo de la humedad relativa. Las hifas forman conidióforos que dan origen a esporas asexuales (conidias) que son unidades infectivas con función de dispersión. Los factores ambientales controlan la producción de conidias, su supervivencia y su germinación por lo que son críticos para el desarrollo de las epizootias (Carruthers y Soper, 1987).

j) La dispersión de las conidias es pasiva y su **diseminación** depende de la acción del viento, agua, hombre u otros organismos.

1.1.3. Formulaciones y estrategias de aplicación

Los hongos entomopatógenos pueden ser empleados mediante aplicación inoculativa o introducciones puntuales del inóculo para iniciar ciclos de enfermedad y establecer el hongo en la población del insecto, lo que proporciona un control a largo plazo, o bien, mediante aplicación inundativa donde se utilizan como insecticidas microbianos que inicia una epizootia en la población y que conduce a su declive en un tiempo relativamente corto. La eficacia de los hongos entomopatógenos depende de su virulencia y persistencia, así como de algunas características del insecto tales como el estado contra el que se realiza la aplicación, o la existencia de otros factores de estrés en el momento de realizarla. Pero el éxito de un micoinsecticida está condicionado principalmente a su comportamiento frente a distintos factores ambientales (Quesada-Moraga, 2002).

Los hongos entomopatógenos son muy susceptibles a la inactivación por la

radiación ultravioleta del espectro solar (285-315 nm), aspecto en el que la formulación juega un papel fundamental. Además, la acción de estos hongos está especialmente favorecida en el suelo, por tratarse de un medio privilegiado que les protege de este factor crítico y por lo que les confieren un gran potencial para el control microbiano de insectos geobiontes y geófilos (Jackson, *et al.*, 2000). Las cepas seleccionadas para la producción de micoinsecticidas deben tener óptimos térmicos adaptados a los hospedantes y hábitats donde van a ser empleadas (Quesada-Moraga y Santiago-Álvarez, 2000) y aunque siempre se ha pensado que la humedad relativa elevada es un factor fundamental, en la actualidad se sabe que las condiciones microclimáticas en la cutícula del insecto o del substrato vegetal o edáfico pueden ser suficientes para el proceso de infección. La humedad, por otro lado, es importante para la conidiogénesis de los cadáveres, lo que favorece la transmisión horizontal del hongo y en último término la eficacia del control (Quesada-Moraga, 2002).

Los hongos entomopatógenos presentan además propiedades excepcionales para el control de especies endófitas. Un caso sorprendente es el adecuado control de *Ostrinia nubilalis* (Hübner) alcanzado por la aplicación de *B. bassiana* en pulverización sobre plantas de maíz (Bing y Lewis, 1991). Esta protección conferida por *B. bassiana* al maíz se debe a la capacidad de las hifas del hongo para penetrar en las hojas, seguir la vía del apoplasto en todas direcciones e incluso alcanzar el xilema (Wagner y Lewis, 2000)

1.1.4. Desarrollo comercial de micoinsecticidas

El empleo práctico de los hongos entomopatógenos ha adquirido un interés creciente revelado por el considerable número de productos comerciales disponibles y en desarrollo, como se indica en la Tabla 4. El desarrollo comercial de un micoinsecticida requiere una etapa inicial en la que resulta decisiva la selección del aislado fúngico más adecuado. El aislamiento de cepas activas contra un determinado hospedante requiere un intenso trabajo de campo en busca de insectos infectados o bien de muestras de suelo que son las dos fuentes de hongos entomopatógenos en la naturaleza. La actividad insecticida de una colección de cepas se debe evaluar en condiciones de laboratorio para seleccionar las más virulentas. En paralelo, se deben realizar estudios de ecología, fisiología y genética que resultan indispensables para una futura comercialización y registro. Con el conocimiento de base de la actividad insecticida de las cepas en condiciones de laboratorio y de sus características de crecimiento, óptimo térmico, etc., se puede afrontar su evaluación en campo, además

Tabla 4. — Hongos desarrollados o en proceso de desarrollo para el control biológico de plagas de insectos.

Producto	Hongo	Hospedante	Productor
Mycotal	<i>V. lecanii</i>	Moscas blancas y trips	Kopper, Holanda
Vertalec	<i>V. lecanii</i>	Pulgones	Kopper, Holanda
Biogreen	<i>M. anisopliae</i>	Gusanos blancos	Bio-care Ttech., Australia
Metaquino	<i>M. anisopliae</i>	Cercópidos	Brasil
Bio-Path	<i>M. anisopliae</i>	Cucarachas	EcoScience, USA
Bio-Blast	<i>M. anisopliae</i>	Termitas	EcoScience
Cobican	<i>M. anisopliae</i>	Cercópidos	Probiagro, Colombia
Conidia	<i>B. bassiana</i>	Taladro del cafeto	Live Syst., Colombia
Ostrinil	<i>B. bassiana</i>	Taladro del maíz	NPP, Francia
CornGuard	<i>B. bassiana</i>	Taladro del maíz	Mycotech, USA
Mycotrol GH	<i>B. bassiana</i>	Saltamontes y langostas	Mycotech, USA
Mycotrol WP	<i>B. bassiana</i>	M. blancas, pulgones y trips	Mycotech, USA
BotaniGard	<i>B. bassiana</i>	M. blancas, pulgones y trips	Mycotech, USA
Naturalis-L	<i>B. bassiana</i>	Plagas de insectos del algodón	Troy Bioscience, USA
Proecol	<i>B. bassiana</i>	<i>Spodoptera</i> spp.	Probiagro, Venezuela
Boverin	<i>B. bassiana</i>	Escarabajo de la patata	Ex USSR
Boverol	<i>B. bassiana</i>	Escarabajo de la patata	Ex Checoeslovaquia
Boverosil	<i>B. bassiana</i>	Escarabajo de la patata	Ex Checoeslovaquia
Engerlingspilz	<i>B. brongniartii</i>	Gusanos blancos	Andermatt, Suiza
Schweiser	<i>B. brongniartii</i>	Gusanos blancos	Eric Schweiser, Suiza
Melocont	<i>B. brongniartii</i>	Gusanos blancos	Kwizda, Austria
Green muscle	<i>M. flavoviridae</i>	Saltamontes y langostas	CABI BioScience, UK
PRF-97	<i>P. fumosoroseus</i>	Moscas blancas	ECO-tek, USA
Pae-Sin	<i>P. fumosoroseus</i>	Moscas blancas	Agrobionsa, México
Laginex	<i>Lagenidium</i> <i>giganteum</i>	Larvas de mosquitos	AgraQuest, USA

(Butt *et al.*, 2001)

de evaluar el impacto del producto sobre la fauna útil, que según los datos actuales para la gran mayoría de entomopatógenos, suele ser muy bajo (Vestergaard *et al.*, 2002), además de dilucidar la toxicidad de la cepa seleccionada sobre mamíferos, su efecto alergénico y la producción de toxinas inespecíficas, sin olvidar el posible desplazamiento competitivo de otros entomopatógenos presentes de forma natural en el medio.

El tipo de propágulo utilizado en la producción en masa de un hongo

entomopatígeno es fundamental para su eficiencia y calidad. Los resultados mejores se alcanzan con conidias producidas en medio sólido, intermedios con blastosporas o conidias sumergidas producidas en medio líquido, y los más bajos con los granulados a partir de micelio (Shah y Goettel, 1999). Por otro lado, la formulación es fundamental para la estabilización de los propágulos que constituyen la materia activa del micoinsecticida. Mediante la estabilización debe conseguirse mantener la viabilidad de los propágulos durante el almacenamiento y su posterior aplicación en campo. Así, las conidias pueden formularse en arcillas o en aceites vegetales para obtener polvos mojables o emulsionables, y contener determinados coadyuvantes para facilitar su manejo y seguridad; por ejemplo: aceites para reducir el efecto alergénico, adherentes para aumentar su persistencia, factores nutritivos y humectantes para aumentar la velocidad de germinación y penetración (Wraight *et al.* 2001)

2. LAS MOSCAS BLANCAS

La familia Aleyrodidae, que pertenece al suborden Homoptera (Orden Hemiptera), comprende un conjunto de algo más de 1000 especies distribuidas principalmente por las áreas tropicales, que se alimentan de los fluidos vegetales, que no atacan a las Gimnospermas y en el estado adulto se las conoce con el nombre vulgar de “moscas blancas”. Estos insectos se conocen desde antiguo y se han estudiado durante más de 250 años haciendo que la investigación realizada hasta hoy refleje cambios no solamente en su importancia económico, sino también valiosos adelantos en aspectos biológicos, teóricos y en metodologías científicas.

Durante los últimos 100 años, dos especies de moscas blancas, la de invernaderos (*Trialeurodes vaporariorum*) y la del tabaco o de la batata (*Bemisia tabaci*) parecían diferir de otras especies importantes, desafiando los esfuerzos en el control biológico clásico, y sus plagas han adquirido gran importancia económica en el plano mundial (Gerling, 2002).

2.1. La mosca blanca de la batata, *Bemisia tabaci* (Gen.)

Bemisia tabaci es una especie cosmopolita originaria del Sur de Asia, probablemente India o Pakistán. Fue descrita con el nombre *Aleyrodes tabaci* por Gennadius en 1889, sobre plantas de tabaco en Grecia; en 1897 Quaintance la encuentra en Estados Unidos sobre plantas de batata y la describe como *Aleyrodes inconspicua*; en 1928 fue

encontrada en Brasil sobre *Euphorbia hirtella* y descrita como *Bemisia costa-limai* Bondar; en 1933 fue recogida en Taiwan y descrita como *Bemisia hibisci*; en 1936, Takahashi incluye la especie *tabaci* en el genero *Bemisia* resultando *Bemisia tabaci* (Gennadius) que permanece hasta hoy (Oliveira *et al.*, 2001; Perring, 2001).

2.1.1. Plantas hospedantes

La naturaleza polífaga de *B. tabaci* ha sido documentada en todo el mundo, por lo que ya ha sido encontrada en más de 600 especies diferentes de plantas pertenecientes a 84 familias botánicas, incluyendo un grande número de especies vegetales cultivadas y no cultivadas, anuales y perennes, reconocidas como hospedantes aceptables para su alimentación y reproducción, de ellas el 50% pertenecen a las familias Fabaceae, Asteraceae, Malvaceae, Solanaceae y Euphorbiaceae (Brown *et al.*, 1995). Asimismo, *B. tabaci* fue encontrada infestando nuevos cultivos y malas hierbas no relacionados con anterioridad. En Brasil, por ejemplo, fue recogida sobre las malas hierbas *Cleome espinosa*, *Senna obtusifolia*, *Herisanthia hemoradis*, *Richardia grandiflora*, *Borreria verticillata* (Oliveira *et al.*, 2000), mientras en Estados Unidos fue detectada en plantas herbáceas de importancia medica como, *Hypericum perforatum*, *Valeriana officinalis*, *Tanacetum parthenium*, *Echinaceae pallida*, *E. purpura* (Simmons *et al.*, 2000). Según Mohanty y Basu (1986) la amplia variación en las características de la pupa pueden estar relacionada con la adaptación a nuevos hospedantes y a la aclimatación a diferentes regiones geográficos.

Entre las especies vegetales anuales, son hospedantes preferidos de *B. tabaci*: judías, soja, algodón, calabacín, melón, sandía, pepino, brócolis, col, coliflor, berenjena, tabaco, pimienta, pimiento, tomate, patata, batata, lechuga, poinsettia, rosales, crisantemo, entre otras. La susceptibilidad de la planta hospedante al ataque del insecto cambia de acuerdo con su estado de desarrollo por eso el conocimiento de su fenología es muy importante para la detección del parásito, seguimiento de la población y control de la plaga si procede. En tomate, por ejemplo, la mosca blanca causa mayores daños en la fase de plántula hasta 40-45 días de edad por ser vector de enfermedades virales (Villas Bôas *et al.*, 1997).

2.1.2. Situación actual e impacto económico

La estimación real del impacto económico de *B. tabaci* en plan mundial se torna difícil debido a las extensas áreas afectadas, al número de cultivos y a los diferentes sistemas monetarios. En las ultimas tres décadas *B. tabaci* ha causado excesivas

perdidas anuales en diferentes cultivos. El impacto de la alimentación directa y la producción de melazas que favorece el desarrollo de la neegrilla son factores que afectan a los cultivos tanto cuantitativa como cualitativamente. Asimismo, el aumento en los costes con el control y la reducción en la comercialización de los productos son importantes factores a considerar (Oliveira *et al.*, 2001).

B. tabaci fue considerada en diversas localidades en el mundo, por los daños directos que ocasionaba, como una especie de importancia secundaria sin embargo esa concepción cambiaba cuando se tenía en cuenta la capacidad mostrada en las regiones tropicales y subtropicales para la transmisión de virosis. Fue señalada como de mayor importancia en cultivos de algodón a principio de 1930 en el norte de la India. Posteriormente, severas infestaciones en cultivos de algodón fueron señaladas en Sudan (1950s), El Salvador (1961), México (1962), Brasil (1968), Turquía (1874), Israel (1976), Tailandia (1978), Arizona y California – USA (1981) (Oliveira *et al.*, 2001; Villas Bôas *et al.*, 1997).

Los perjuicios causados por este insecto en Estados Unidos – Arizona, California, Texas, y Florida – en 1991 y 1992 fueron estimados entre 200 a 500 millones de dólares, mientras que en el Imperial Valley – California, entre 1991 y 1995 las pérdidas sobrepasaron los 100 millones de dólares anuales (Oliveira *et al.*, 2001); Los años 1991 y 1992 fueron críticos en México cuando *B. tabaci* originó perjuicios del orden de los 33 millones de dólares por los daños causados en melón, sandía, sésamo y algodón cuya área cultivada de este último en el Valle Mexicali fue reducida de 39.000 hectáreas en 1991 a poco más de 600 en 1992 (Oliveira *et al.*, 2001). En Centro América y Caribe se registraron cuantiosas pérdidas en los cultivos de tomate, algodón, melón. En Guatemala los costes del control de moscas blancas aumentaron del 30% al 50% en melón, pimiento y tomate, mientras que en 1998 y 99 las pérdidas en melón sobrepasaron el 40% como consecuencia de la neegrilla y los geminivirus (Dávila, 1999). Desde 1995, Brasil ha sido seriamente afectado por *B. tabaci*, con pérdidas acumuladas que sobrepasan los 5 billones de dólares. Los principales cultivos afectados son tomate, judía, calabacín, pepino, algodón, melón, sandía, col y diversas ornamentales. El insecto fue detectado en poblaciones desmesuradas en la región Sureste (São Paulo) diseminándose rápidamente por casi todas las regiones del país (Villas Bôas *et al.*, 1997; Lima *et al.*, 2000); En los países del Mediterráneo, la historia de infestaciones severas de *B. tabaci* en cultivos de algodón data de 1974 cuando fue considerada el principal problema agrícola en Turquía, e Israel en 1976. Fueron también constatados severos daños en poinsettia

y tomate en Italia y Sur de Francia (Gerling, 1996). En España, a partir de 1989 se detectan grandes poblaciones de *B. tabaci* sobre poinsettia y cultivos hortícolas. En Almería, cultivos como pimiento, poco receptivo a *T. vaporariorum* que dominaba anteriormente, pasa a ser severamente atacado (Guirao *et al.*, 1996)

2.1.3. Biología y caracteres morfológicos

B. tabaci presenta reproducción por partenogénesis del tipo arrenotoca, es decir, las hembras depositan huevos fertilizados que dan lugar a hembras diploides y huevos no fertilizados que dan lugar a machos haploides y, en general, la razón sexual es de 1:1 (♂:♀). La hembra deposita los huevos verticalmente en el envés de las hojas unidos a la superficie foliar por un pedicelo. Tienen duración de 4-7 días y suelen disponerse de manera irregular y aislada, pudiendo también ser depositados agregados en forma de semicírculos (Simmons, 1994). La duración del huevo puede variar entre plantas hospedantes y de acuerdo con la temperatura. Powell y Bellow (1992) determinaron valores medios de duración de huevos de *B. tabaci* de 8,7 y 12,4 días en algodón y pepino, respectivamente, a 20° C. La ninfa que emerge del huevo (N₁), también llamada “gateadora”, es móvil pero su movimiento es limitado a las primeras horas después de la eclosión y a una distancia de 1-2 mm, luego se fija a la hoja con el pico de su aparato bucal perdiendo la funcionalidad de sus tres pares de patas. Este estadio tiene duración de 2-4 días y suele ser el que presenta una mortalidad natural más elevada (Price y Taborsky, 1992). Los estadios N₂ y N₃ tienen duración de 2-3 días cada uno y se diferencian por su tamaño. El cuarto estadio (N₄) tiene duración de 4-7 días y suele ser llamado de “pupa” aunque sea técnicamente incorrecto ya que ocurre alguna alimentación durante este estadio, sin embargo estos valores pueden variar de una planta a otra y en diferentes temperaturas. El tiempo medio de desarrollo del pre-adulto es de 15-18 días a temperaturas de 25-32° C, aunque aumenta marcadamente a bajas temperaturas. Los umbrales inferior y superior de desarrollo se consideran los 10 y 32°C, respectivamente (Natwick y Zalom, 1984). La forma de la pupa es de gran importancia taxonómica y sirve para diferenciar las especies de moscas blancas. Los adultos emergen de la “pupa” a través de una hendidura en forma de T y, tras desplegar sus alas, se recubre rápidamente de una secreción cérica blanquecina producida por sus glándulas abdominales. A las 24 horas de la emergencia se produce la maduración sexual de machos y hembras tras lo cual ya puede producirse el acoplamiento y la puesta de huevos fertilizados o no. Los adultos, en caso de las hembras, tienen una longevidad que puede variar de 15 a 30

días dependiendo de la temperatura y de la planta hospedante, mientras los machos suelen tener vida más corta (Enkegaard, 1990). La fecundidad de las hembras, al igual que la longevidad, depende de la temperatura, de la planta hospedante y del estado fisiológico de la planta. Para *B. tabaci* puede estar comprendida entre 2 a 7 huevos/hembra/día (Enkegaard, 1990).

La morfología de los distintos estados de *B. tabaci*, según Tremblay (1981) es la siguiente (Figura 1):

Adulto: las hembras son de color amarillo-azufre con el cuerpo y alas revestidos de secreción cerosa pulverulenta. Longitud de 0,9 a 1 mm y anchura de 0,32 mm (*T. vaporariorum*: 1,2 mm de longitud y 0,4 mm de anchura). Ojos rojo oscuros a negros. Antena con siete artejos. Los machos solo se diferencian de las hembras en la genitalia. Las alas se posicionan casi paralelas al cuerpo.

Pupa: también llamada ninfa de cuarto estadio o N_4 , presenta color amarillo pajizo-pálido, contorno oval ancho, con 0,75 mm de longitud por 0,4-0,46 mm de anchura; con frecuencia el margen presenta ondulaciones anchas y poco profundas. La porción central presenta un numero variable de cerdas de las cuales son constantes cuatro pares, observables al microscopio. Centralmente se observan los rudimentos

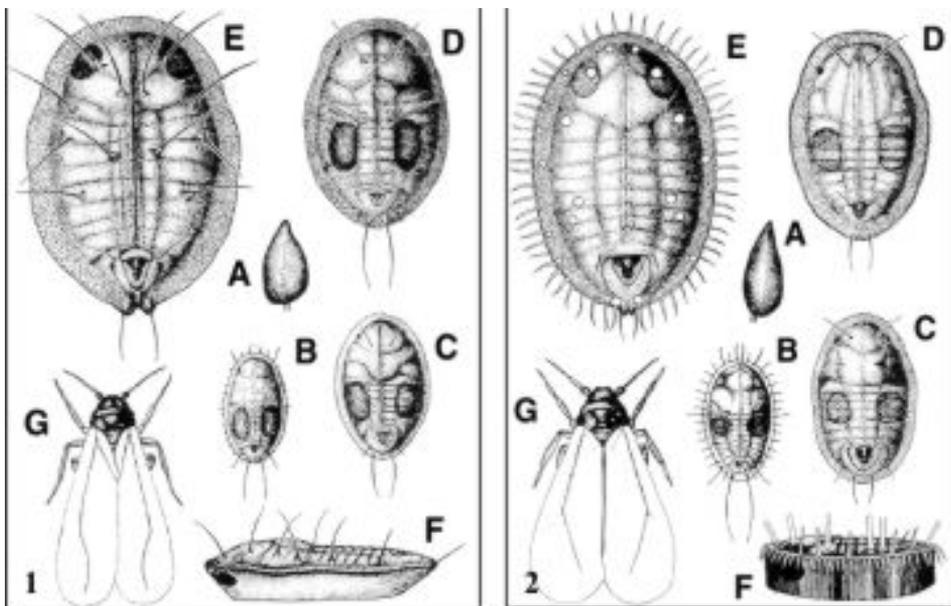


Figura 1. — Características morfológicas de *Bemisia tabaci* (1) y *Trialeurodes vaporariorum* (2); A – huevo, B – ninfa de primer estadio, C – ninfa de segundo estadio, D – ninfa de tercer estadio, E – pupa, F – vista lateral de la pupa, G – adulto. (www.ag.ndsu.nodak.edu/html)

de patas. *T. vaporariorum* presenta el contorno elíptico, dorso cubierto por filamentos largos, los del margen son curvos y dan la impresión de iridiscencia, longitud 0,9 mm y anchura 0,6 mm.

Ninfas: las de primero estadio (N_1) tienen color blanco verdoso, setas marginales y microsetas, tres pares de patas bien desarrolladas, 0,26 mm de longitud (*T. vaporariorum*: color amarillo pálido, setas dispuestas simétricamente, 0,29 mm de longitud). Las ninfas de segundo estadio (N_2) son ovales de color blanco verdoso, margen crenulado con tres pares de setas, ojos pequeños e inconspicuos, longitud 0,36 mm y anchura 0,24 mm. Las ninfas de tercero estadio (N_3) son semejantes a la anterior con dimensiones de 0,53 mm de longitud y 0,36 mm de anchura.

Huevo: elíptico asimétrico, amarillo verdoso, con pedicelo subapical de 0,15 mm de longitud máxima.

2.1.4. Tipo de daño

Los daños causados por *B. tabaci* se pueden clasificar en directos e indirectos. Los daños directos son consecuencia de la alimentación de las ninfas y adultos al chupar la savia e inyectar toxinas a través de la saliva, provocando alteraciones en el desarrollo vegetativo de las plantas y disminución general de su rendimiento. En tomate, la inyección de toxinas provoca la maduración irregular de los frutos que conlleva la depreciación de la calidad de los frutos frescos y de la pasta para procesado industrial. En calabaza, ocurre el plateado de la hoja cuyos síntomas han sido utilizados como indicador de la presencia del biotipo B de *B. tabaci* (*B. argentifolii*) ya que este tipo de síntoma no lo produce el biotipo A (Villas Bôas *et al.*, 1997).

Los daños indirectos son debidos: a) a la excreción, por los estados inmaduros, de sustancias azucaradas (melaza) que favorece el desarrollo de hongos de tipo negrilla (especies del genero *Cladosporium*; *Capnodium*) en hojas, flores y frutos y conlleva asfixia vegetal, dificultad fotosintética y disminución en la calidad de la cosecha y b) a la transmisión de enfermedades virales (Beitia *et al.*, 2001).

Los insectos adultos de *B. tabaci* son vectores de enfermedades virales incluidas en siete diferentes grupos de virus de los cuales los más importantes son los geminivirus (Familia Geminiviridae, Genero *Begomovirus*) y los closterovirus (Familia Closteroviridae, Genero *Crinivirus*). Sin embargo, los geminivirus que afectan al tomate, judía y yuca, son citados como los de mayor importancia económica y distribución (Oliveira *et al.*, 2001). El cultivo de tomate es afectado en casi todo el mundo por el “virus del rizado amarillo del tomate” (TYLCV) que, a partir de 1970 se ha tornado

uno de los principales problemas de este cultivo, estando en el momento actual distribuido en Europa, Asia, África, Caribe, México, Estados Unidos y Sudamérica (Oliveira *et al.*, 2001). En Brasil, la presencia de geminivirus en tomate fue señalada por primera vez en 1975 por Costa y colaboradores, siendo identificado y clasificado como “virus del mosaico dorado del tomate” (TGMV); posteriormente, en 1994, se observó que los geminivirus encontrados en plantas de tomate presentaban características similares a los que infectan dicotiledoneas descritos anteriormente en las Américas, pero eran diferentes del TYLCV y TLCV que ocurren en otros países (Villas Bôas *et al.*, 1997). En España, el TYLCV fue detectado por primera vez en 1992 sobre plantas de tomate en Almería y más recientemente en judía común y pimiento en cultivos de invernadero en Almería. El virus del enanismo amarillo del pepino (CYSDV), detectado a principio de los 90, al cual se atribuyen síntomas de amarilleo en plantas de melón y pepino del sureste peninsular y Canarias, ha desplazado a otro virus (BPYV) transmitidos por *T. vaporariorum*. Asimismo, el virus de la clorosis del tomate (ToCV) fue detectado en el verano de 1997 sobre plantas de tomate en Málaga y Almería y más recientemente en Canarias; este virus, además de *B. tabaci*, también es transmitido por *T. vaporariorum* (Beitia *et al.*, 2001).

2.1.5. Biotipos de *Bemisia tabaci*

En la década de los 80 se produjo un espectacular incremento de la importancia económica de *B. tabaci* en Estados Unidos, Caribe y América Central, tanto por la gravedad de sus efectos como por el gran número de plantas hospedantes sobre las que se desarrollaba y sus desmesuradas poblaciones (Villas Bôas *et al.*, 1997). Dichas poblaciones, tenían una estrecha asociación con la planta ornamental poinsettia (*Euphorbia pulcherrima*) y no eran controladas con las medidas convencionales adoptadas hasta entonces. Este hecho se atribuyó a la aparición de un nuevo biotipo de la especie, denominado biotipo “B” (Costa y Brown, 1991), con ciertas características diferenciales biológicas, morfológicas y moleculares, respecto de las poblaciones habituales del insecto. A este nuevo biotipo le consideraron como una nueva especie de mosca blanca descrita como *Bemisia argentifolii* Bellows y Perring n.sp. (Bellows *et al.*, 1994), aunque esta situación está sometida a un gran debate y aún hoy existen serias discrepancias entre los distintos especialistas que mayoritariamente parecen inclinarse por la no aceptación de la nueva especie descrita (Beitia *et al.*, 2001). A nivel mundial, actualmente, se distinguen al menos una veintena de biotipos diferentes en base al patrón de bandas de esterases que se ha obtenido al analizar distintas

poblaciones mundiales del insecto por medio de eletroforesis de isoenzimas y a través de técnicas moleculares basadas en la reacción de PCR, como la amplificación al azar de polimorfismos (RAPD-PCR) y la secuenciación de determinadas zonas del genoma del insecto lo cual permite la obtención de marcadores moleculares que identifican a ambos biotipos (Perring, 2001). Perring *et al.* (1993) usaron RAPD-PCR para enseñar diferencias en la amplificación de productos entre los biotipos “A” (*B. tabaci*) y “B” (*B. argentifolii*) encontrando 90% de similitud en las bandas de las poblaciones dentro de cada biotipo y solo 10% de similitud entre los biotipos.

El biotipo B ha causado pérdidas de cientos de millones de dólares a nivel mundial como consecuencia de la alimentación directa, de la producción de melaza y de la transmisión de enfermedades virales. La alimentación de las ninfas induce una serie de desordenes fitotóxicos en varias especies vegetales cuyos síntomas varían de acuerdo con la planta hospedante (Brown *et al.*, 1995). Por ejemplo, en calabaza, induce el plateado de la hoja (Yokomi *et al.*, 1990) y, en tomate, la maduración irregular de los frutos (Schuster *et al.*, 1990). En España, con la utilización de técnicas moleculares para analizar diversas poblaciones de *B. tabaci*, ya se detectó la presencia de dos biotipos, el biotipo “B” (presente en Tenerife, Madrid, Barcelona, Almería y Málaga) y uno “no B” que pasó a denominarse biotipo “Q” identificado en las poblaciones del insecto provenientes de Mallorca, Valencia, Murcia, Almería y Sevilla (Guirao *et al.*, 1996; 1997). Más recientemente se ha identificado un nuevo biotipo sólo localizado en la provincia de Málaga y sobre una planta espontánea, *Ipomoea indica*, que ha tomado la denominación de biotipo “S”. Por otro lado, estudios más recientes demostraron que no ha ocurrido un desplazamiento del biotipo “Q” como resultado de la competencia con el biotipo “B” y que hay un predominio del biotipo “Q” en los cultivos protegidos del Sureste español (Beitia *et al.*, 2001). Esta situación es distinta de la observada en Estados Unidos donde el biotipo “B” rápidamente desplazó el biotipo “A” existente (Brown *et al.*, 1995).

En Brasil, en el verano de 1990/91, se observaron en la provincia de São Paulo altas poblaciones de *B. tabaci* en plantas ornamentales, algodón y en cultivos hortícolas como tomate, berenjena, judía y calabaza, por lo que se llegó a sospechar de la presencia del biotipo “B” o *B. argentifolii*. En 1991/1992, este biotipo fue señalado por Melo (1992) y Lourenção y Nagai (1994) sugiriendo que su introducción probablemente se dio a través de la importación de plantas ornamentales de Estados Unidos como poinsettia. Posteriormente, Villas Bôas *et al.* (1997) y Pedrosa *et al.* (1997) señalaron individuos de esta especie asociados con los síntomas de geminivirus

en cultivo de tomate en la región Centro y Noreste de Brasil. El análisis RAPD de 12 poblaciones del insecto provenientes de diversas provincias demostraron que sólo en una población los individuos presentaban parámetros semejantes al biotipo “A” de *B. tabaci*, mientras las demás poblaciones analizadas mostraron estar relacionadas al biotipo “B” (Oliveira *et al.*, 2000).

3. MANEJO INTEGRADO (MIP) DE BEMISIA TABACI

En las últimas décadas, la aparición de biotipos más agresivos de *B. tabaci* en poblaciones desmesuradas, la desestabilización de diversos sistemas agrícolas de importancia económica y el rápido desarrollo de resistencia a insecticidas convencionales han impulsado la investigación mundial a desarrollar nuevas estrategias para el control de esta especie. Esfuerzos han sido realizados en varios países para incorporar métodos culturales, biológico y no químicos en los sistemas agrícolas existentes basados hasta entonces el control químico.

Históricamente, *B. tabaci* es un insecto de difícil control con el uso de insecticidas. El control químico convencional, tanto en cultivos de campo como en cultivos protegidos, consiste predominantemente en la aplicación foliar de principios activos cuya eficacia depende de la cobertura y deposición; en varios sistemas agrícolas eran necesarias varias aplicaciones resultando frecuentemente en el uso abusivo de estos productos lo que conllevó al desarrollo de resistencia por *B. tabaci*, en todo el mundo, a la gran mayoría de los insecticidas convencionales (Palumbo *et al.*, 2001). A partir de los años 90 han sido realizados esfuerzos a nivel mundial con objeto de identificar y desarrollar nuevas clases de insecticidas, incluyendo los compuestos neurotóxicos (bifenthrin, fenpropathrin, endosulfan, metamidophos y amitraz), neonicotinoides (imidacloprid) y reguladores de crecimiento (buprofezin, pyriproxifen) como opciones en los programas de manejo integrado de resistencia (MIR) de *B. tabaci* (Palumbo *et al.*, 2001). El primer MIR para *B. tabaci* fue implantado en Israel en cultivo de algodón cuyo ciclo era dividido en cuatro períodos de una semana cada uno, durante los cuales grupos específicos de insecticidas podrían ser utilizados; se desarrolló un esquema de rotación de productos que permitía la utilización de insecticidas con diferentes modos de acción aplicados una única vez durante cada período (Horowitz, 1993).

Las prácticas culturales pueden jugar un importante papel en los programas de manejo integrado para *B. tabaci* debido a su naturaleza preventiva. Hilje *et al.* (2001) clasifica diversos tipos de prácticas culturales basado en mecanismos biológicos y

ecológicos (Tabla 5).

La utilización de coberturas plásticas que reflejen la luz ultra violeta (UV) fue investigado por Summers y Stapleton (2002) en la reducción de la severidad de las infestaciones de *B. argentifolii* en cultivos de cucurbitáceas. Los autores comprobaron una reducción significativa en la colonización por adultos de *B. argentifolii* en plantas de pepino, calabaza y calabacín, lo que resultó en una menor población de ninfas y en la reducción de los síntomas de plateado en las hojas de calabaza y calabacín. Asimismo, el empleo de dicha práctica cultural resultó en mayores rendimientos y fue tan eficaz en la reducción de la población del insecto como la aplicación de imidacloprid al suelo antes de la siembra.

El control biológico, por medio de parasitoides y depredadores o por la utilización de hongos entomopatógenos, está perfectamente ubicado en el manejo integrado de *B. tabaci*. Las principales especies de parasitoides recogidas en varias partes del mundo son *Encarsia lutea*, *E. formosa*, *E. inaron*, *E. partenopea* y *Eretmocerus mundus*, mientras los depredadores *Chrysoperla carnea*, *Orius* spp., y *Deraeocoris pallidus* son las especies de mayor predominio en los campos muestreados (Gerling, 1996). Sin embargo, como señalaron Dinkins *et al.* (1970), los depredadores raramente presentan los mismos niveles poblacionales en la misma época del año, habiendo cambios en su composición faunística y estacionales de un local a otro.

Tabla 5. — Clasificación de prácticas culturales para el manejo de *Bemisia tabaci* de acuerdo con los mecanismos biológicos y ecológicos.

Mecanismo	Utilización	Ejemplos
Supresión en el tiempo	Regional	Reposo, destrucción de rastrojos, rotaciones de cultivo, fecha de siembra, remoción de malas hierbas
Supresión en el espacio	Local	Producción de plántulas en semilleros cubiertos, coberturas temporales, alta densidad de plantas, barreras vegetales altas
Manipulación del comportamiento	Local	Cultivos intercalados, coberturas plásticas,
Aptitud del hospedante	Individual	Fertilización, riego
Remoción	Individual	Riego por aspersión

(Hilje *et al.*, 2001)

3.1. Utilización de hongos entomopatógenos en estrategias de control de moscas blancas

En los cultivos perennes, las condiciones favorecen a la supervivencia de enemigos naturales de los insectos fitófagos haciendo que las introducciones inoculativas sean exitosas, sin embargo, en cultivos de ciclo corto como en el caso de las hortalizas, de modo general, se hace difícil el establecimiento y desarrollo de las poblaciones de enemigos naturales en niveles deseados. Por este motivo, para el caso particular *B. tabaci* y *T. vaporariorum*, se ha desarrollado la estrategia de control biológico en especial centrada en introducciones inundativas de enemigos naturales incluyendo los hongos (Wraight y Carruthers, 1999).

Los hongos entomopatógenos han demostrado poseer gran capacidad de control contra moscas blancas bajo una larga escala de condiciones. Varios estudios de laboratorio y de campo han revelado que las condiciones de alta humedad necesarias para el desarrollo de epizootias no son tan indispensables para la infección fúngica. Muchos patógenos encuentran humedad suficiente para la germinación de las conidias y penetración en el hospedante en el microclima de la superficie foliar o del propio insecto (Faria y Wraight, 2001). Este fenómeno ha sido demostrado, con respecto a la infección causada en ninfas de mosca blanca por *B. bassiana* y *P. fumosoroseus* (Wraight *et al.* 2000). Otros estudios han demostrado que las altas temperaturas pueden jugar un papel más importante que la humedad como factor limitante en el desarrollo de la micosis (Inglis *et al.*, 1997a,b,c), lo cual reviste interés especial en regiones de clima seco y caluroso donde las plagas de *B. tabaci* alcanzan relevancia principal.

Estudios realizados con hongos entomopatógenos como agentes de biocontrol para moscas blancas se han centrado en todos los estados del desarrollo de estos insectos. Normalmente se observa una baja tasa de infección en los huevos tratados con la gran mayoría de las especies de hongos entomopatógenos como *A. aleyrodis*, *B. bassiana*, *P. farinosus* y *V. lecanii* (Fransen *et al.*, 1987; Ramos *et al.*, 2000; Negasi *et al.*, 1998; Meade y Byrne, 1991). Resultados semejantes se observaron para los adultos de *B. tabaci* tratados con *B. bassiana* y *P. fumosoroseus* (Wraight *et al.*, 2000), sin embargo, bajo condiciones favorables, *P. fumosoroseus* tiene potencial para causar epizootias en adultos de moscas blancas (Osborne y Landa, 1992). Asimismo, el entomofitófago *Zoopthora* sp., fue encontrado naturalmente causando solamente infección de adultos de *B. tabaci* mientras otros estadios no eran atacados (Silvie y Papierok, 1991, citado por Faria y Wraight, 2001). En consecuencia, como la gran mayoría de las

especies de hongos entomopatógenos utilizados en el control microbiano de moscas blancas normalmente no presentan eficacia contra los adultos, en situaciones donde *B. tabaci* es vector de virosis el control biológico se torna bastante difícil, ya que la transmisión de virus persiste aunque la densidad de la población sea baja. En algunos cultivos como tomate, la presencia de un único adulto es suficiente para causar 100% de infección con geminivirus (Faria y Wraight, 2001).

Al contrario de lo que se observa para huevos y adultos, los estadios de ninfa son altamente susceptibles a la infección por varias especies de hongos entomopatógenos. Los estadios más jóvenes de *B. tabaci* tienden a ser más susceptibles a las infecciones causadas por *P. fumosoroseus* de acuerdo con las observaciones de Osborne *et al.*, (1990). Por otro lado, bioensayos realizados con *B. bassiana* sobre ninfas de *B. tabaci* de 2ª, 3ª y 4ª edad demostraron que no había correlación entre la DL₅₀ y el estadio (Wraight, 1997 citado por Faria y Wraight, 2001). De igual modo se ha visto que las ninfas de *B. tabaci* del 1º, 2º y 3º estadios no muestran diferencias de susceptibilidad a *V. lecanii* (Meade y Byrne, 1991).

La aplicación de *A. aleyrodis* sobre diferentes fases de desarrollo de *T. vaporariorum* evidenció una alta tasa de infección y el control de todos los estadios; las ninfas recién eclosionadas fueron contaminadas llegando a alcanzar una mortalidad de 94%, mientras las fases inmaduras más desarrolladas (tercero y cuarto estadios) fueron menos sensibles al tratamiento (Fransen *et al.*, 1987). Meekes *et al.*, (2002) comprobaron gran variabilidad en la patogenicidad para *B. argentifolii* y *T. vaporariorum* de 31 aislados de *Aschersonia* spp., provenientes de distintos orígenes geográficos; la infección causada por los diferentes aislados varió entre 2 y 70%, siendo la mortalidad más elevada para *T. vaporariorum*.

Ensayos de laboratorio realizados por Herrera *et al.* (1999) para comprobar la eficacia de cepas autóctonas (Costa Rica y Nicaragua) de hongos entomopatógenos sobre *B. tabaci* revelaron que la mayoría de los aislados de *B. bassiana* no mostraban ningún efecto importante sobre ninfas de cuarto estadio de *B. tabaci*; algunos aislados de *B. bassiana* y *P. fumosoroseus* fueron diferentes significativamente al testigo pero su porcentaje de mortalidad no sobrepasó el 47%; los mejores resultados se obtuvieron con cinco aislados de *M. anisopliae* que mostraron alta virulencia, alcanzando niveles de mortalidad de hasta 97%. Así mismo, Batta (2003) utilizando conidias de *M. anisopliae*, formuladas en aceite de coco/soja y no formuladas, a una concentración de 5×10^6 con/ml, obtuvieron 100% de mortalidad de ninfas de *B. tabaci* con las conidias formuladas y 66,7% con las conidias no formuladas.

La eficacia de control de especies de hongos entomopatógenos contra moscas blancas en condiciones de campo e invernadero es reportada por varios autores; Malsan *et al.* (1998) verificaron que *M. anisopliae* fue eficaz en el control de todos los estadios de desarrollo de *T. vaporariorum* siendo poco afectado por la temperatura y la humedad comparado con *V. lecanii*. Por otro lado, la utilización de conidias formuladas de *M. anisopliae* (BIO1020-cepa F-52) permitió alcanzar niveles de mortalidad más elevados comparado a las obtenidas con conidias no formuladas. La utilización del insecticida biológico PFR 97, a base de *P. fumosoroseus*, fue comparada con insecticidas convencionales en cultivos comerciales de poinsettia y hibiscus; PFR 97 promovió el control satisfactorio de *B. tabaci* con 3 aplicaciones del producto, mientras que fueron necesarias 18 y 22 aplicaciones de insecticidas convencionales en poinsettia e hibiscus, respectivamente, para mantener la población de adultos por debajo del nivel de daño (Osborne y Landa, 1994). La utilización de Boveril® (a base de *B. bassiana*) asociado a imidacloprid y thiacloprid en el control de *B. tabaci* biotipo “B” y la incidencia del virus del mosaico dorado del judía (BGMV) fue estudiada por Alves *et al.* (2001) en ensayos de invernadero y campo. Los autores verificaron que el tratamiento *B. bassiana* + thiacloprid causaron mortalidades de 57 a 87% en condiciones de invernadero y redujeron de 71 a 85% la incidencia de la enfermedad viral bajo condiciones de campo. La aplicación individual de *B. bassiana*, imidacloprid o thiacloprid no difirieron estadísticamente en la reducción de la población del insecto y el porcentaje de plantas con BGMV. Sosnowska y Piatkowski (1996) estudiaron la eficacia de *P. fumosoroseus* (PFR) contra *T. vaporariorum* en cultivos protegidos de tomate. Las más altas mortalidades (92%) se observaron cuando PFR se aplicó al 0,4%; al 0,2%, el hogo causó 74% de mortalidad y cuando fue aplicado conjuntamente con el parasitoide *Encarsia formosa* la población de ninfas fue reducida de 180 para 13 ninfas viables por hoja al final del experimento. Orozco-Santos *et al.* (2000) observaron que *B. bassiana* reduzco la población de *B. argentifolii* en cultivo de melón en condiciones de campo con respecto al testigo, con un control de ninfas entre 68,9 a 81,7%. Por otra parte, Wraight *et al.* (2000) utilizando una concentración de 5×10^{13} conidias en 180 litros de agua/ha de *P. fumosoroseus* y *B. bassiana* obtuvieron más de 90% de control de ninfas de *B. argentifolii* en cultivos de melón y pepino. Batta (2003) alcanzaron mortalidades de *B. tabaci* de 30 y 92% en cultivos de berenjena utilizando conidias de *M. anisopliae* no formuladas y formuladas en aceite de coco/soja, respectivamente

3.2. Uso comercial de micoinsecticidas para el control de moscas blancas

Los cultivos protegidos están sujetos a una intensa intervención del hombre, sin embargo, la posibilidad de manipular y estabilizar las condiciones ambientales hace que muchos programas de control biológico sean exitosos y que, en la actualidad, sean disponibles un gran número de micoinsecticidas que son usados con éxito en cultivos de invernaderos (Tabla 6)

V. lecanii es comercializado en Europa como Mycotal® para el control de *T. vaporariorum*, presentando también alguna actividad contra *B. tabaci*. Normalmente se hacen entre dos a cuatro aplicaciones del producto en intervalos de 5 a 7 días utilizando 3 kg/ha, lo que contiene 3×10^{13} conidias. Así mismo, el aceite vegetal emulsionable Addit®, utilizado a una concentración de 0,25%, mejora la acción general del producto. El hongo *P. fumosoroseus*, comercializado en Europa como PreFeRal® y en Estados Unidos como PFR-97®, es una formulación granulada de blastosporas. Este tipo de propágulo presenta un tiempo de vida inferior comparado con las conidias, sin embargo pueden ser producidos con mayor eficiencia. En Iberoamérica es producido a base de conidias con el nombre de Pae-Sin®. La mayoría de los datos publicados con relación a la eficacia de este producto se refieren al control de *T. vaporariorum*, provocando en algunos casos mortalidades superiores al 90% (Faria y Wraight, 2001). Por otro lado, Vidal *et al.* (1998) observaron eficacia semejante de PFR-97® en el control de *B. tabaci* infestando tomate, col y pepino en cultivos de invernadero.

Aunque raramente se observa infecciones naturales de moscas blancas causadas por *B. bassiana*, este hongo presenta gran potencial como bioinsecticida. Diferentes formulaciones, incluyendo las en polvos mojables y suspensiones emulsionables a base de aceite, de la cepa GHA originalmente aislada de un coleóptero, son comercializadas como BotaniGard® en Estados Unidos, México y varios países de Centro América para el control de moscas blancas, afidios y trips en invernaderos. Resultados obtenidos con este producto en *Hibiscus*, mostraron una eficacia de 80 a 92% contra ninfas de *B. tabaci* cuando la humedad relativa en el invernadero fue superior a 95% (Faria y Wraight, 2001). Otros productos disponibles a base de *B. bassiana* son Bea-Sin® (México), Mycotrol® (USA), Boveril® (Brasil), Naturalis-L® (Europa) (Tabla 6).

Tabla 6. — Micoinsecticidas disponibles para el control de moscas blancas^a.

Patógeno	Patógeno	Ingrediente activo	Compañía Productora	País
<i>B. bassiana</i>	BotaniGard	Conidia	Emerald BioAgriculture Corporation	USA
	Mycotrol	Conidia	Mycotech	USA
	Bea-Sin	Conidia	Agrobionsa	México
	Ago Biocontrol	Conidia	Ago Biocontrol	Colombia
	Boveril	Conidia	Itaforte BioProdutos	Brasil
	Naturalis	Conidia	Troy Biosciences	USA
	Natralis-L	Conidia		Europa
<i>P. fumosoroseus</i>	PreFeRal	Blastosporos	Termo Triology	Belgica
	PFR-97	Blastosporos	Termo Triology	USA
	Pae-Sin	Conidia	Agrobionsa	México
	Bemisin	Conidia	Probiagro	Venezuela
<i>V. lecanii</i>	Mycotal	Conidia	Koppert Biological Systems	Holanda

^a Adaptada de Wraight *et al.*(2001); Faria y Wraight (2001).

4. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

AINSWORTH, G.C., SPARROW, F.K., SUSSMAN, A.S. (Eds.). *The Fungi: An Advanced Treatise, IV*. Academic Press, New Cork (pp.1-7). 1973.

ALVES, S.B., SILVEIRA, C.A., LOPES, R.B., TAMAI, M.A., RAMOS, E.Q., SALVO, S. Eficácia de *Beauveria bassiana*, imidacloprid e thiacloprid no controle de *Bemisia tabaci* e na incidência do BGMV. *Manejo Integrado de Pragas*, 61: 31-36. 2001.

BATTA, Y.A. Production and testing of novel formulations of the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae* (Metschinkoff) Sorokin (Deuteromycotina: Hyphomycetes). *Crop Protection*, 22: 415-422. 2003.

BEITIA, F.J., HERNÁNDEZ-SUÁREZ, E., CARNERO, A. La mosca blanca del tabaco, *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) (Homoptera: Aleyrodidae); I. Generalidades. *Terralia*, 22: 60-65. 2001.

BELLOWS, T.S.JR., PERRING, T.M., GILL, R.J., HEADRICK, D.H. Description of a species of *Bemisia* (Homoptera: Aleyrodidae). *Annals of the Entomological Society of America*, 87 (2): 195-206. 1994.

BING, L.A. y LEWIS, L.C. Suppression of the European corn borer, *Ostrinia nubilalis* (Hübner) (Lepidoptera: Pyralidae), by endophytic *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin. *Environmental Entomology*, 20: 1207-1211. 1991.

BOUCIAS, D.G. y PENDLAND, J.C. *Principles of Insect Pathology*. Kluwer Academic Publishers, Boston, Massachusetts. 1998.

BOUCIAS, D.G., PENDLAND, J.C., LATGE, J.P. Nonspecific factors involved in attachment of entomopathogenic Deuteromycetes to host insect cuticle. *Applied and Environmental Microbiology*, 54: 1795-1805. 1988.

BROWN, J.K., FROHLICH, D.R., ROSSELL, R.C. The sweet potato or silverleaf whiteflies: biotypes of *Bemisia tabaci* or a species complex? *Annual Review of Entomology*, 40: 511-534. 1995.

BURGES, H.D. (Ed.). *Microbial control of pests and plant diseases*. London, Academic Press. 1981.

BUTT, T.M., JACKSON, C. Y MAGAN, N. Introduction - Fungal Biocontrol Agents: Progress, Problems and Potential. En: Butt, T.M., Jackson, C. y Magan, N. (eds) *Fungi as Biocontrol Agents: Progress, Problems and Potential*. CABI Publishing, 2001. pp. 1-8.

CARRUTHERS, R.I. y SOPER, R.S. Fungal diseases. En: Fuxa, J.R. y Tanada, Y. (Eds.) *Epizootiology of Insects Diseases*. John Wiley & Sons, New York, 1987. pp. 357-416.

COSTA, H.S. y BROWN, J.K. Variation in biological characteristics and esterase patterns among populations of *Bemisia tabaci*, and the association of one population with silverleaf symptom induction. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 61: 211-219. 1991.

DÁVILA, A.G.H. La mosca blanca (Homoptera: Aleyrodidae) en Guatemala. En: VII Taller Latinoamericano y del Caribe sobre Moscas Blancas y Geminivirus. IPA, Recife, Brasil, 1999. pp. 125-126.

DINKINS, R.L., BRAZZEL, J.R., WILSON, C.A. Seasonal incidence of the major predaceous arthropods in Mississippi cotton fields. *Journal of economic Entomology*, 63: 814-817. 1970.

EILENBERG, J. *Biology of fungi from the order Entomophthorales*. The Royal Veterinary and Agricultural University. Copenhagen, Denmark. 2002. 407 p.

ENKEGAARD, A., Age-specific fecundity and adult longevity of the cotton whitefly *Bemisia tabaci* (Hom.: Aleyrodidae) on poinsettia at different temperatures. *SRP/WPRS Bulletin*, 13 (5): 55-60. 1990.

FARIA, M. y WRAIGHT, S.P. Biological control of *Bemisia tabaci* with fungi. *Crop Protection* 20, 767-778. 2001.

- FERRON, P. *Fungal control: Comprehensive insect physiology, biochemistry and pharmacology*. Academic Press, New York, pp. 313-346. 1985.
- FERRON, P., FARGUES, J., RIBA, G. Fungi as microbial insecticides against pests. En: Arora, D.K., Ajello, L., Mukerji, K.G. (eds.) *Handbook of Applied Mycology*, Vol. 2: *Humans, Animals and Insects*, Marcel Dekker, New York, pp. 665-706. 1991.
- FRANSEN, J.J., WINKELMAN, K., VAN LENTEREN, J.C. The differential mortality at various life stages of the greenhouse whitefly, *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae), by infection with the fungus *Aschersonia aleyrodis* (Deuteromycotina: Coelomomycetes). *Journal of Invertebrate Pathology* 50, 158-165. 1987.
- GERLING, D. Status of *Bemisia tabaci* in the Mediterranean countries: opportunities for biological control. *Biological Control*, 6: 11-22. 1996.
- GERLING, D. Una reinterpretación sobre las moscas blancas. *Manejo Integrado de Plagas*, 63: 13-21. 2002.
- GILLESPIE, A.T. y MOORHOUSE, E.R. The use of fungi to control pest of agricultural and horticultural importance. En: Whipps, J.M. y Lumsdon, R.D. (Eds.), *Biotechnology of Fungi for Improvement of Plant Growth*, Cambridge University Press, London. 1989.
- GUIRAO, P., BEITIA, F., CENIS, J.L., Biotype determination of Spanish population of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Bulletin of Entomological Research*, 87: 587-593. 1997.
- GUIRAO, P., CENIS, J.L., BEITIA, F. Determinación de la presencia en España de biotipos de *Bemisia tabaci* (Gennadius). *PHYTOMA España*, 81: 30-34. 1996
- HAJECK, A.E. y ST. LEGER, R.J. Interactions between fungal pathogens and insect hosts. *Annual Review of Entomology*, 39: 293-322. 1994.
- HERRERA, F., CARBALLO, M., SHANNON, P. Eficacia de cepas nativas de hongos entomopatógenos sobre *Bemisia tabaci* en condiciones de laboratorio. *Manejo Integrado de Plagas* 54, 37-43. 1999.
- HILJE, L., COSTA, H.S., STANSLY, P.A. Cultural practices for managing *Bemisia tabaci* and associated viral diseases. *Crop Protection*, 20: 801-812. 2001.
- HOROWITZ, A.R., Control strategy for the sweetpotato whitefly, *Bemisia tabaci*, late in the cotton-growing season. *Phytoparasitica*, 21: 281-291. 1993.
- INGLIS, G.D., GOETTEL, M.S., BUTT, T.M., STRASSER, H. Use of Hyphomycetous fungi for managing insect pests. En: Butt, T.M., Jackson, C.W. y Magan, N. (eds.) *Fungi as Biocontrol Agents: Progress, Problems and Potencial*. CABI Internacional, Wallingford, U.K. 2001. pp. 23-69.

INGLIS, G.D., JOHNSON, D.L., CHENG, K.J., GOETTEL, M.S. Use of pathogen combination to overcome constraints of temperature on entomopathogenic Hyphomycetes against grasshoppers. *Biological Control*, 8: 143-152. 1997b.

INGLIS, G.D., JOHNSON, D.L., GOETTEL, M.S. Effects of temperature and sunlight on mycosis (*Beauveria bassiana*) (Hyphomycetes: Symptodulosporae) of grasshoppers under field conditions. *Environmental Entomology*, 26: 400-409. 1997a.

INGLIS, G.D., JOHNSON, D.L., GOETTEL, M.S. Field evaluation of *Beauveria bassiana* against grasshoppers: influence of temperature and light exposure on mycosis. *Environmental Entomology* 26, 400-409. 1997c.

JACKSON, T.A., ALVES, S.B. Y PEREIRA, R.M. Success in biological control of soil dwelling insects by pathogens and nematodes. In: Gurr, G. y Wratten, S. (eds) *Biological Control Measures of Success*. Kluwer Academic Press, 2000. pp. 271-296.

KLEIN, M.G., y LACEY, L.A. An attractant trap for autodissemination of entomopathogenic fungi into populations of Japanese beetle, *Popillia japonica* (Coleoptera: Scarabaeidae). *Biocontrol Science and Technology*, 9: 151-158. 1999.

LACEY, L.A. y GOETTEL, M. Current developments in microbial control of insects pests and prospects for the early 21st century. *Entomophaga*, 40: 3-27. 1995.

LACEY, L.A., FRUTOS, R., KAYA, H.K., VAIL, P. Insect pathogens as biological control agents: Do they have a future? *Biological Control*, 21: 230-248. 2001.

LECUONA, R., CLEMANT, J.L., RIBA, G., JOULIE, C., JUAREZ, P. Spore germination and hyphal growth of *Beauveria* sp. on insects lipids. *Journal of Economic Entomology*, 90: 119-123. 1997.

LECUONA, R., PAPIEROK, B., RIBA, G. Hongos entomopatógenos. En: Lecuona, R. (Ed.) *Microorganismos Patógenos Empleados en el Control Microbiano de Insectos Plagas*. Mariano Talleres Gráficos, Buenos Aires, pp. 35-60. 1996.

LIMA, L.H.C., MORETZOHN, M.C., OLIVEIRA, M.R.V. Survey of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) biotypes in Brazil using RAPD markers. *Genetic Molecular Biology*, 23: 1-5. 2000.

LOURENÇÃO, A.L. y NAGAI, H. Surtos populacionais de *Bemisia tabaci* no Estado de São Paulo. *Bragantia*, 53: 53-59. 1994.

MACOY, C.W., SAMSON, R.A., BOUCIAS, D.G., Microbial insecticides, Part A: Entomogenous protozoa and fungi. En: Ignoffo, C.M. y Mandava, N.B. (Eds.). *Handbook of Natural Pesticides*, Vol. 5. CRC Press, Boca Raton, FL, 1988. pp. 151-236.

- MALSAN, O., KILLIAN, M., DEHNE, H.W. *Metarhizium anisopliae* – Biological control of the greenhouse white fly (*Trialeurodes vaporariorum*). *IOBC/WPRS Bulletin*, 21 (4): 125-128. 1998.
- MEADE, D.I. y BYRNE, D.N. The use of *Verticillium lecanii* against subimaginal instars of *Bemisia tabaci*. *Journal of Invertebrate Pathology* 57, 296-298. 1991.
- MEEKES, E.T.M., FRANSEN, J.J., VAN LENTEREN, J.C. Pathogenicity of *Aschersonia* spp. Against whiteflies *Bemisia argentifolii* and *Trialeurodes vaporariorum*. *Journal of Invertebrate Pathology*, 81: 1-11. 2002.
- MELO, P.C.T. *Mosca branca ameaça produção de hortaliças*. Campinas, São Paulo, Asgrow do Brasil Sementes. Informe Técnico, 1992. 2 p.
- MOHANTY, A.K. y BASU, A.N. Effect of host plants and seasonal factors on intra-specific variations in pupal morphology of the whitefly *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae). *Journal of Entomological Research*, 10: 19-26. 1986.
- NATWICK, E.G. y ZALOM, F.G., Surveying sweetpotato whitefly in the Imperial Valley. *California Agricultural*, 38 (2): 11. 1984.
- NEGASI, A., PARKER, B.I., BROWNBRIDGE, M. Screening and bioassay of entomopathogenic fungi for the control of silverleaf whitefly, *Bemisia argentifolii*. *Insect Science Application* 18: 37-44. 1998.
- OLIVEIRA, M.A.S., ICUMA, I.M., ALVES, R.T., OLIVEIRA, J.N.S., OLIVEIRA, M.R.V., LIMA, L.H.C., LIRA, G.S. *Avaliação de surtos de moscas-brancas em áreas do sistema produtivo de melão, soja e Feijão*. EMBRAPA Recursos genéticos e Biotecnologia, Comunicado Técnico 29, 1998. pp. 10
- OLIVEIRA, M.R.V., HENNEBERRY, T.J., ANDERSON, P. History, current status and collaborative research projects for *Bemisia tabaci*. *Crop Protection*, 20: 709-723. 2000.
- OLIVEIRA, M.R.V., TIGANO, M.S., ALJANABI, S. Molecular characterization of whitefly (*Bemisia* spp.) in Brazil. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 35 (6): 1261-1268. 2001.
- OROZCO-SANTOS, M., LARIOS, J.F., PÉREZ, J.L., VÁSQUEZ, N.R.R. Uso de *Beauveria bassiana* para el control de *Bemisia argentifolii* en melón. *Manejo Integrado de Plagas*, 56: 45-51. 2000.
- OSBORNE, L.S. y LANDA, Z. Biological control of whiteflies with entomopathogenic fungi. *Florida Entomologist* 75 (4): 456-471. 1992.
- OSBORNE, L.S. y LANDA, Z. Utilization of entomogenous fungus *Paecilomyces fumosoroseus* against sweetpotato whitefly, *Bemisia tabaci*. *OILB/SROP Bulletin*, 17 (3): 201-206. 1994.

OSBORNE, L.S., HOELMER, K., GERLING, D. Prospects for biological control of *Bemisia tabaci*. *IOBC/WPRS Bulletin*, 13: 153-160. 1990.

PALUMBO, J.C., HOROWITZ, A.R., PRABHAKER, N. Insecticidal control and resistance management for *Bemisia tabaci*. *Crop Protection*, 20: 739-765. 2001.

PEDROSA, F.N.H., ALENCAR, J.A., LIMA, M.F., MATTOS, M.A.A., HONDA, O.T., HAJI, A.T. *Avaliação de produtos para o controle da mosca-branca (Bemisia spp.) na cultura do tomate (Lycopersicon esculentum Mill.)*. Petrolina, Embrapa-CPATSA, Pesquisa em Andamento 84, 1997. 6 p.

PELL, J.K., EILENBERG, J., HAJEK, A.E., STEINKRAUS, D.C. 2001. Biology, ecology and pest management potential of entomophthorales. En: Butt, T.M., Jackson, C.W., Magan, N. (Eds.). *Fungi as Biocontrol Agents: Progress, Problems and Potential*. CABI Publishing, Wallingford, UK, 2001. pp. 71-153.

PERRING, T.M. The *Bemisia tabaci* species complex. *Crop Protection*, 20: 725-737. 2001.

PERRING, T.M., COOPER, A.D., RODRIGUEZ, R.J., FARRAR, C.A., BELLOWS, T.S.Jr. Identification of a whitefly species by genomic and behavioural studies. *Science*, 259: 74-77. 1993.

PRICE, J.F. Y TABORSKY, D. Movement of immature *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) on poinsettia leaves. *Florida Entomologist*, 75: 151-153. 1992.

QUESADA-MORAGA, E. Los hongos entomopatógenos en el control de las plagas de insectos. *PHYTOMA España*, 144: 41-48. 2002.

QUESADA-MORAGA, E. y SANTIAGO-ÁLVAREZ, C. Rearing and breeding of the Mediterranean locust *Docostaurus maroccanus* under laboratory conditions. *Journal of Applied Entomology*, 125 (3): 121-124. 2000.

RAMOS, E.Q., ALVES, S.B., TANZINI, M.R., LOPES, R.B. Susceptibilidad de *Bemisia tabaci* a *Beauveria bassiana* en condiciones de laboratorio. *Manejo Integrado de Plagas* 56, 65-69. 2000.

ROBERTS, D.W. Toxins of entomopathogenic fungi. En: Burges, H.D. (Ed.), *Microbial control of pests and plant diseases*. London, Academic Press, pp. 201-236. 1981.

ROBERTS, D.W. y HUMBER, R.A. Entomogenous fungi. En: Cole, G.T. y Kendrick, B. (Eds.) *Biology of Conidial Fungi*. Academic Press, New York. 1981.

SCHUSTER, D.J., MUELLER, T.F., KRING, J.B., PRICE, J.F. Relationship of the sweetpotato whitefly to a new tomato fruit disorder in Florida. *HortScience*, 25: 1618-1620. 1990.

SHAH, P.A. y GOETTTEL, M.S. *Directory of Microbial Control Products and Services*. Society for Invertebrate Pathology, Division of Microbial Control, Gainesville, Florida. 1999. <http://www.sipweb.org/directory.htm>

SIMMONS, A.M., MACCUTCHEON, G.S., DUFAULT, R.J., HASSELL, R.L., RUSHING, J.W. *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) attacking species of medicinal herbal plants. *Annals of Entomological Society of America*, 93: 856-861. 2000.

SIMMONS, A.M., Oviposition on vegetables by *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae): temporal and leaf surface factors. *Environmental Entomology*, 23: 381-389. 1994.

SOSNOWSKA, D. y PIATKOWSKI, J. Efficacy of entomopathogenic fungus *Paecilomyces fumosoroseus* against whitefly (*Trialeurodes vaporariorum*) in greenhouse tomato cultures. *OILB/SROP Bulletin*, 19 (9): 179-182. 1996.

STEINHAUS, E.A. Microbial control: The emergence of an idea. *Hilgardia*, 26: 107-160. 1956.

SUMMERS, C.G. y STAPLETON, J.J., Use of UV reflective mulch to delay the colonization and reduce the severity of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) infestations in cucurbits. *Crop Protection*, 21: 921-928. 2002.

TANADA, Y. y KAYA, H.K. (Eds.), *Insect Pathology*. Academic Press, New York. 1993.

TREMBLAY, E. *Entomologia Applicata*. Vol. II., Parte Primera. Liguori Editore, Napoli, 1981. 310 p.

VEGA, F.E., DOWD, P.F., LACEY, L.A., PELL, J.K., JACKSON, D.M., KLEIN, M.G., Dissemination of beneficial microbial agents by insects. En: Lacey, L.A. y Kaya, H.K. (Eds.) *Field Manual of Techniques in Invertebrate Pathology: Application and Evaluation of Pathogens for Control of Insects and Other Invertebrate Pests*. Kluwer Academic, Dordrecht, 2000. pp. 152-177.

VESTERGAARD, S., NIELSEN, C. Y KELLER, S. Biocontrol of important soil dwelling pests by improving the efficacy of insect pathogenic fungi. *Int. Symposium and Closing Meeting of the EU-Project FAIR CT-98-4105*, Viena, 2002. p.7

VEY, A. y GÖTZ, P. Antifungal cellular defense mechanism in insects. En: Gupta, A.P. (Ed.) *Hemocytic and Humoral Immunity in Arthropods*. John Wiley, New York, 1986. pp. 89-115.

VEY, A., HOAGLAND, R.E., BUTT, T.M., Toxic metabolites of fungal biocontrol agents. En: Butt, T.M., Jackson, C.W., Magan, N. (Eds.) *Fungi as Biocontrol Agents: Progress, Problems and Potential*. CABI Publishing, Wallingford, UK, 2001. pp. 311-346.

VIDAL, C., OSBORNE, L.S., LACEY, L.A., FARGUES, J. Effect of the host plant on the potencial of *Paecilomyces fumosoroseus* (Deuteromycotina: Hyphomycetes) for controlling the silverleaf whitefly *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) in greenhouses. *Biological Control* 12, 191-199. 1998.

VILLAS BÔAS, G.L., FRANÇA, F.H., ÁVILA, A.C., BECERRA, I.C. *Manejo Integrado da mosca-branca Bemisia argentifolii*. EMBRAPA Hortaliças, Circular Técnica 9, 1997. pp. 11.

WAGNER, B.L. y LEWIS, L.C. Colonization of corn, *Zea mays* L., by the endophytic fungus *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin. *Environmental Microbiology*, 66: 3468-3473. 2000.

WRAIGHT, S.P. y CARRUTHERS, R.I. Production, delivery and use of mycoinsecticides for control of insect pests of fields crops. In: Hall, F.R., Menn. J.J. (Eds.). *Methods in Biotechnology*, vol. 5: *Biopesticides: Use and delivery*. Humana Press, Totowa, NJ, USA, 1999. pp. 233-269.

WRAIGHT, S.P., CARRUTHERS, R.I., JARONSKI, S.T., BRADLEY, C.A., GARZA, C.J., GALAINI-WRAIGHT, S. Evaluation of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Paecilomyces fumosoroseus* for microbial control of the silverleaf whitefly, *Bemisia argentifolii*. *Journal of Invertebrate Pathology* 71, 217-226. 2000.

WRAIGHT, S.P., JACKSON, M.A., KOCK, S.L. Production, Stabilization and formulation of fungal biocontrol agents. En: Butt, T.M., Jackson, C.W., Magan, N. (Eds.). *Fungi as Biocontrol Agents: Progress, Problems and Potential*. CABI Publishing, Wallingford, UK, 2001. pp. 253-287.

YOKOMI, R.K., HOELMER, K.A., OSBORNE, L.S. Relationship between the sweet-potato whitefly and the squash silverleaf disorder. *Phytopathology*, 80: 895-900. 1990.