

PARA OBTENER EL TÍTULO DE
LICENCIADO EN BIOLOGÍA

**Efectividad de *Isaria fumosorosea* (Wize) para
el control biológico de la plaga mosquita
blanca en cultivos de chile y jitomate.**

QUE PRESENTA EL ALUMNO

Luis Enrique Caballero Echeverria

Matrícula
2163066299

ASESORA

Dra. Judith Castellanos Moguel (28248)
Departamento El Hombre y su Ambiente
Laboratorio de Micología



Resumen

Con el aumento de la agricultura los insectos se han vuelto plagas comunes que afectan o destruyen los cultivos de importancia económica, los problemas que se generan principalmente son: pérdida de cultivos, daños a la salud de animales y humanos, el costo de prevenir o controlar la plaga. El control con productos químicos es efectivo, pero causan problemas ecológicos y ambientales, por eso ha aumentado la importancia y aplicación de agentes naturales como estrategias de control biológico para plagas ya que no causan problemas ecológicos y son viables por su eficacia y costo. El control biológico es el proceso que involucra el uso de enemigos naturales para reducir densidades de poblaciones temporal o permanentemente. Una de las plagas comunes que afecta cultivos de Chile y jitomate es *Bemisia tabaci*, y los hongos entomopatógenos han adquirido importancia como controlador biológico de ésta plaga, principalmente *Isaria fumosorosea* gracias a su versatilidad de infectar a *Bemisia tabaci* en todas sus etapas de desarrollo. En esta revisión bibliográfica se muestran investigaciones que se han realizado con el tiempo para conocer el mecanismo de acción que presenta *Isaria fumosorosea* como control biológico de *Bemisia tabaci*, así como factores que aumentan su efectividad y el horario adecuado para su aplicación en campo.

Palabras clave: control biológico, *Isaria fumosorosea*, *Bemisia tabaci*, mecanismo de acción.

Índice

Introducción	1
Revisión de literatura.....	2
Objetivo general.....	6
Objetivos específicos	6
Diseño de la investigación o metodología	7
Resultados y Discusión.....	7
Mecanismo de acción de <i>Isaria fumosorosea</i> vs <i>Bemisia tabaci</i>	7
Efectividad de <i>Isaria fumosorosea</i> vs <i>Bemisia tabaci</i>	12
Horario de aspersión en campo de <i>Isaria fumosorosea</i> como control biológico.	17
Generación del folleto informativo.....	19
Conclusión	21
Referencias.....	21

Introducción

La mayoría de las plagas de insectos generan dos problemas principales: (1) pérdida de producción de cultivos, daños a la salud de animales y humanos, y, (2) los costos para prevenir o controlar las plagas. Con el aumento de la agricultura los insectos se vuelven plagas comunes que afectan o destruyen los cultivos de importancia económica. Los mosquitos y moscas son amenazas principales para la salud y los cultivos, pero al atacarlos con pesticidas químicos se crean problemas ecológicos, es por esto que, ha aumentado la importancia del desarrollo de agentes microbianos como estrategias de manejo para el control de plagas que comúnmente son comparados desde la perspectiva de la eficacia y el costo (Mohamed, 2015).

El control biológico según Van *et al.* (2007) es aquel que involucra el uso de poblaciones de enemigos naturales para reducir poblaciones de plagas a densidades menores ya sea de manera temporal o permanente y que en algunos casos, puede causar un cambio permanente en las redes alimenticias que rodean al insecto infectante.

El control de plagas y enfermedades mediante procesos biológicos, es decir, el uso de microorganismos entomopatógenos o aquellos que inhiben/antagonizan a otros microorganismos patógenos para plantas, es una alternativa que puede contribuir a reducir o eliminar el uso de productos químicos en la agricultura. Los entomopatógenos se han considerados como agentes de control biológico entre los que se encuentran virus, bacterias, hongos, nematodos y protozoos. El interés por los patógenos fúngicos ha ido en aumento para el control de plagas de insectos, por ejemplo, *Isaria fumosorosea* (anteriormente conocido como *Paecilomyces fumosoroseus*) es uno de los hongos que ataca con mayor frecuencia a *Bemisia tabaci* (Mohamed, 2015).

Al momento de controlar las plagas mediante controles químicos, nos encontramos con distintos problemas ya que son de altos costos, además de que ocasionan daños ecológicos en el área de trabajo y causan daños a la salud de los humanos,

es por esto que la acción de utilizar métodos biológicos como controladores de plaga es una buena opción para mitigar los problemas que los controles químicos propician.

Los controles biológicos son de menor costo, y no presentan daños ecológicos ni a la salud humana, además de que, si se le da un uso correcto, puede aumentar la duración del efecto sobre los cultivos para el control de la plaga blanco. Para el buen funcionamiento del control biológico, es necesario conocer la naturaleza de la plaga, así como el organismo de acción para el control biológico y relacionarlos con los factores ambientales y fisicoquímicos para su efectividad en campo.

Revisión de literatura

Desde los inicios de la agricultura los cultivos han sufrido devastación por los ataques de insectos plaga, por lo que, paulatinamente, el hombre ha desarrollado estrategias para su control (Carrillo y Blanco, 2009). Dentro de estas alternativas se encuentran el control químico y recientemente ha crecido el interés por el control biológico, en los que se encuentran los hongos entomopatógenos y otros enemigos naturales.

Los hongos entomopatógenos para el control biológico de plagas tienen potencial, están constituidos por más de 750 especies y se encuentran libremente en la naturaleza. Son de importancia dentro de los agroecosistemas por su capacidad de regular poblaciones tomando en cuenta la relación patógeno-hospedero y los factores bióticos y abióticos en el ambiente (Pucheta *et al.*, 2006). Presentan mecanismos de invasión de forma directa que permiten atravesar la cutícula o pared del tracto digestivo de los insectos. El mecanismo general de acción consiste en tres fases: (1) adhesión y germinación, (2) penetración en el hemocele y (3) desarrollo del hongo (Téllez *et al.*, 2009).

Vázquez *et al.* (2007) mencionan que los hongos entomopatógenos con gran efectividad comúnmente utilizados son: *Verticillium* (= *Lecanicillium*), *Beauveria*

bassiana y *Paecilomyces fumosoroseus*. Mencionan que, para lograr una alta eficacia en la aplicación de estos organismos, es necesario que el producto cumpla con los siguientes requerimientos de calidad: concentración 10^9 conidios/ml, pureza del 100%, virulencia del 95% y viabilidad del 97%.

Ruiz y Aquino en 1999, evaluaron la eficiencia de la combinación de cuatro barreras físicas vivas: maíz, sorgo, girasol y cempasúchil en conjunto con el hongo entomopatógeno *Paecilomyces farinosus* a una concentración de 1×10^7 conidios/mL dentro de un esquema de manejo integrado para la producción rentable de tomate y chile. Los resultados mostraron que la barrera más efectiva para el chile fue la del maíz, y para el tomate fue el girasol, ambas aplicadas con un tratamiento insecticida químico, para la disminución de la población del insecto. *P. farinosus* fue el segundo mejor tratamiento para el control y rentabilidad del chile y tomate. La utilización *P. farinosus* en combinación con barreras de maíz son efectivos para el control de la mosca blanca.

Ruiz y Medina en 2001 evaluaron la eficacia individual y combinada de diferentes tratamientos con *P. farinosus* y *P. javanicus*, a una concentración de 1×10^7 conidios/mL, agente entomófago (*Chrysopa carnea*), una barrera viva (*Zea mays*) y un insecticida (imidacloprid) para un control de manejo integrado de *Bemisia tabaci* en chile y tomate. Los resultados mostraron que por efecto de las lluvias hubo una disminución en la población del insecto, mientras que, para la acción de los tratamientos en conjunto, mostraron resultados positivos para el rendimiento de los cultivos, lo cual indica que pueden ser utilizados en el manejo integrado de la mosca blanca.

Espinel et al. (2009) trabajaron el efecto individual y de preformulados con *B. bassiana* e *Isaria fumosorosea* en comparación con un bioplaguicida a base de *Lecanicillium lecanii* sobre estadios de *B. tabaci* en laboratorio. Se usaron plantas de frijol que fueron infestadas con insectos adultos y después se asperjó con cada producto a una concentración de 1×10^7 conidios/mL⁻¹ sobre los estadios de huevo,

ninfa 1 hasta ninfa 4. Los resultados mostraron que las ninfas uno y dos fueron más susceptibles a los tres tratamientos, *I. fumosorosea* sobresalió en la etapa de huevo y no hubo diferencia entre la aplicación individual o combinada de los productos. Se seleccionó la aplicación individual como la más eficiente para utilizarla en ensayos de campo.

González (2011) evaluó diferentes tratamientos con entomopatógenos para el control de la mosca blanca en tomate en invernadero entre los 20 y 50 días después de germinar la planta. Los microorganismos utilizados fueron: *B. bassiana* (insect 1) a una dosis de 1.25 g/L, *Bacillus thuringiensis* (insect 2) a una dosis de 5 ml/L y *P. fumosoroseus* (insect 3) a una dosis de 0.625 g/L, 1.25 g/L y 5g/L, comparándolos con insecticidas comerciales Bio-Pae, Bio-Bea y un testigo absoluto. Los resultados mostraron que insect 2 (5 ml/L) e insect 3 (5 g/L) fueron los más efectivos para el control de la mosca blanca, seguida de los insecticidas comerciales y el insect 1.

Ek (2012) estudió la patogenicidad de *I. fumosorosea* contra *Diaphorina citri* y otros insectos plaga utilizando diferentes formulaciones. Evaluó la eficiencia de la formulación con base a la concentración, viabilidad e infección de *I. fumosorosea* en diferentes formas de producción: esporas, blastosporas, producción con arroz y producción bifásica. Todas las formas de producción mostraron resultados positivos de infección para las plagas. En los bioensayos de laboratorio, mostraron que la máxima infección de *I. fumosorosea* para la mosquita blanca fue del 80% a una concentración de 1×10^7 conidios/ml en cultivo bifásico.

Flores et al. (2013) evaluaron el potencial microbiológico del hongo *I. fumosorosea* en el control de *B. tabaci* infestando plantas de frijol en condiciones de invernadero. Aplicaron el hongo durante cinco ocasiones con intervalos de siete días a una concentración de 5×10^9 conidios/g. Los resultados mostraron que los estados ninfales, huevo y pupa del insecto fueron altamente susceptibles al efecto del micoinsecticida.

Ruiz et al. (2013) evaluaron la efectividad de ocho aislados monospóricos de *I. fumosorosea* nativos del estado de Yucatán y usaron como referencia un aislado monospórico de *I. fumosorosea* proveniente de una cepa comercial, sobre huevos y ninfas de *B. tabaci*. Realizaron bioensayos de dosis-mortalidad con cuatro concentraciones diferentes: 1×10^4 a 1×10^7 conidios ml^{-1} , se evaluó la mortalidad de huevos y ninfas y se calculó la concentración letal media (CL_{50}) y tiempo letal medio (TL_{50}) para todos los aislados. Los resultados para ninfas y huevos no tuvieron variación marcada entre los distintos aislados, y concluyeron que los aislados monospóricos nativos de *I. fumosorosea* resultaron igual de virulentos que la cepa comercial y se consideran idóneos para el desarrollo de bioplaguicidas.

Burgos et al. (2016) trabajaron con hongos entomopatógenos (*B. bassiana*, *Beauveria brongniartii*, *I. fumosorosea* y *L. lecani*) para evaluar el control de mosca blanca en cultivos de chile dulce bajo condiciones protegidas. El trabajo consistió en dos fases: (1) de laboratorio, realizando la reproducción, pruebas de viabilidad, pureza y pruebas de agresividad. (2) de campo, con instalaciones protegidas (área de trabajo). Obtuvieron que *B. brogniartii* ocasiono mayor mortalidad en estadios ninfales de la mosquita blanca, mientras tres, tuvieron mayor efectividad en adultos.

Prieto (2016) trabajo con tres tratamientos con *I. fumosorosea* a distintas concentraciones: 1×10^{12} , 5×10^{11} y 3.75×10^{11} conidios/ha para evaluar su efectividad en el control de ninfas y adultos de *B. tabaci* en cultivo de chile dulce bajo macro túnel. Se realizaron tres aplicaciones cada tres días. Se realizó el conteo de adultos en campo y ninfas en laboratorio de una muestra representativa de hojas de chile dulce. La concentración de 1×10^{12} conidios/ha tuvo mayor efectividad en comparación con las otras concentraciones, sin embargo, en la primera aplicación no fue notable la disminución de los organismos, pero a partir de la segunda aumento su efectividad igualando la mortalidad que se presentó con el insecticida químico testigo.

Murillo et al. (2020) evaluaron la eficiencia de productos biorracionales en el control de mosca blanca en cultivos de jitomate en invernadero, chile y calabacita a cielo abierto. Para el jitomate se utilizaron tratamientos de aceite Nim + *M. anisopliae*, aceite Nim + *B. bassiana* y aceite Nim + *I. javanica*; para el chile y calabacita se usaron los hongos *M. anisopliae*, *I. fumosorosea* y *B. bassiana*, todos a una concentración de $1 \times 10^7 \text{ mL}^{-1}$. En el cultivo de jitomate los tratamientos de aceite Nim + *M. anisopliae* y aceite Nim + *I. javanica* fueron los más efectivos. Para el chile y calabacita, los tratamientos a base de *B. bassiana* y *M. anisopliae* respectivamente, fueron más efectivos que *I. fumosorosea*.

Con base a los estudios realizados los hongos entomopatógenos han demostrado ser efectivos para el control biológico de la mosquita blanca, en particular *I. fumosorosea* en cultivos de interés comercial por lo que se plantean los siguientes objetivos.

Objetivo general

Evaluar mediante una revisión bibliográfica la efectividad de *I. fumosorosea* para el control biológico de la plaga mosquita blanca en cultivos de chile y jitomate.

Objetivos específicos

- Conocer los mecanismos de acción reportados para *I. fumosorosea* en el control de la mosquita blanca en cultivos de chile y jitomate.
- Comparar la efectividad de *I. fumosorosea* en el control de la mosquita blanca en chile y jitomate mediante revisión bibliográfica.
- Determinar la influencia de la hora de aspersion en la efectividad en campo de *I. fumosorosea* de acuerdo con la bibliografía consultada.
- Generar un folleto para las buenas prácticas en el uso de *I. fumosorosea* para el control de la mosquita blanca en chile y jitomate.

Diseño de la investigación o metodología

Se realizó una investigación bibliográfica, donde se hizo la búsqueda de información sobre *I. fumosorosea* como control biológico en cultivos de chile y jitomate. Se hicieron búsquedas en distintas bases de datos, por ejemplo: Pudmeb, NCBI, Asociación Mexicana de Control Biológico, TESIUAMI y TESIUNAM; revistas como ejemplo: sciELO, Redalyc, ELServier y ScienceDirect; libros, manuales, tesis, páginas web, buscador de Google académico y publicaciones de instituciones. Algunos ejemplos de palabras clave que se introdujeron al momento de realizar la búsqueda fueron: hongos entomopatógenos, *Isaria fumosorosea*, control biológico, mecanismos de acción, patogenicidad, virulencia, *Bemisia tabaci*, mecanismos de respuesta, propagación, mecanismos de control de plagas. Una vez obtenida la información al realizar la búsqueda, se realizó un folleto para las buenas prácticas en el control biológico con el hongo entomopatógeno *I. fumosorosea*.

Resultados y Discusión

Mecanismo de acción de *Isaria fumosorosea* vs *Bemisia tabaci*

Los hongos entomopatógenos en el control biológico de insectos plaga son muy útiles y eficientes debido a que presentan mecanismos de infección en sus etapas parasitarias y saprófitas, entre los más utilizados se encuentran: *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae*, *Nomuraea rileyi*, *Isaria fumosorosea* y *Verticillium lecanii* (González *et al.* 2012), además de que algunas especies entomopatógenas son específicas de determinadas especies o plagas de insectos y pueden proporcionar control a largo plazo (Lacey, *et al.* 2001). Aunque se debe tener en cuenta que la efectividad y patogenicidad se ve influenciado por procesos relacionados con el hongo como enzimáticos, fuentes de nutrientes, temperatura, producción de esporas, humedad, tolerancia a radiación solar, capacidad de adhesión, y por parte del insecto, presencia de ácidos grasos, sustrato, etapa de desarrollo, entre otros (Carrillo y Blanco, 2009).

El proceso de infección de hongos entomopatógenos sobre insectos tienen un mecanismo general, comienza cuando el insecto transita por sustratos donde ha colonizado el hongo (Espinel *et al.* 2018), al inicio de la infección puede o no presentarse síntomas, pero el insecto comienza a perder movilidad y apetito (Pacheco *et al.* 2019). Los hongos entomopatógenos han desarrollado mecanismos para una infección más eficiente en la interacción con los insectos, en los que se encuentran: producción de enzimas hidrolíticas, asimiladoras y desintoxicantes, estructuras infecciosas (apresorios) y metabolitos secundarios (Ortiz y Keyhani, 2013). Además de que el grado de infección de igual manera depende de la dosis que se aplique en el tratamiento (Butt *et al.* 2016). La cutícula es la principal barrera de defensa de los insectos, y está compuesta por proteínas, lípidos e hidrocarburos, los hongos entomopatógenos han desarrollado mecanismos para romper estas barreras mediante la codificación de proteínas como proteasas, lipasas, hidrolasas, transferasas, polisacáridoliasas y carbohidratoesterasas, mismas que se relacionan con el desarrollo y virulencia de los hongos entomopatógenos (Wang y Wang, 2017). Los aislados más virulentos por lo regular presentan abundancia de proteasas ligadas a esporas que producen y liberan enzimas extracelulares durante la penetración cuticular y generan toxinas mediante la colonización del hongo (Lacey *et al.* 2015). Lo mencionado anteriormente se contrasta con los resultados obtenidos en el trabajo de Mier *et al.* 2004 los cuales mostraron que las cepas más virulentas de *I. fumosorosea* fueron las que produjeron mayores cantidades de proteasas y quitinasas. Ali *et al.* 2010 de igual manera obtuvieron resultados similares en los que encontró que la producción de quitinasas aumentaba la virulencia de *I. fumosorosea*. Ali *et al.* 2011 encontraron que la enzima superóxido dismutasa (SOD) vuelve más virulenta y resistente al estrés a *I. fumosorosea*. La adición de alcanos en los medios de crecimiento podría servir para pre-inducir adaptaciones metabólicas (morfología de esporas, actividad enzimática, producción total de lípidos y composición de ácidos grasos) que facilitarían la infección exitosa de *I. fumosorosea* sobre insectos huésped (Ali *et al.* 2014).

El primer paso de infección es cuando el hongo se adhiere e interactúa de forma directa con la cutícula del insecto, presentando actividades físicas y enzimáticas. Posteriormente comienza la germinación de los conidios de los hongos sobre la cutícula y se forma una estructura infecciosa llamada apresorio, causando la interacción patógena del hongo, la cual penetra la cutícula por acción y actividad mecánica como enzimática (proteasas, lipasas y quitinasas) (Hernández y Berlanga, 1999; Franco *et al.* 2012). Después el hemocele se coloniza, se produce la toxicosis y el agotamiento de los nutrientes que conlleva a la muerte del insecto (Sani *et al.* 2020). Se debe tener en cuenta que el tiempo de infección está influenciado por el tipo de cepa, hospedante y las condiciones ambientales que se presenten en el momento de la interacción (Gómez *et al.* 2014). Una vez que el insecto ha muerto, *I. fumosorosea* presenta mecanismos para infectar a otro huésped por contacto directo debido a que sus conidios quedan esparcidos en el cadáver o sobre la superficie de la hoja, y también por dispersión o esporulación de los conidios con el viento (Hajek, 1997), y es aquí cuando toma una coloración rosada característica del hongo (Granda, s/f).

En la penetración del hongo desde la cutícula hasta la invasión del hemocele, las hifas quedan repletas de proteínas, quitinas, lípidos, melanina, difenoles y carbohidratos, los cuales pueden ser aprovechados como nutrientes, pero de igual manera pueden verse afectadas en su crecimiento, ya que el insecto activa su sistema inmune por procesos de melanización, fagocitosis, nodulación y encapsulamiento, aunque los hongos han desarrollado mecanismos de defensas como cambios en la pared celular o producción de sustancias inmunomoduladoras para combatirlos (Motta y Murcia, 2011). De igual manera se menciona que aislados de *I. fumosorosea* producen metabolitos tóxicos como el ácido dipicolínico y la beauvericina que presentan actividades insecticidas que ayudan a su patogenicidad (Zimmermann, 2008).

B. tabaci transmite distintos virus a las plantas, por ejemplo: geminivirus, closterovirus, carlavirus, potyvirus, nepovirus, lutevirus y uno en forma de bastón.

Entre los cultivos más afectados se encuentran: la yuca, frijoles, soya, algodón, tabaco, tomate, pimiento, melón, etc. El tomate en casi todos los países donde se cultivan están infectados de geminivirus. Las ninfas y adultos de *B. tabaci* se alimentan de floema y savia que contienen azúcares, sus excretas (melaza) contiene azúcares metabolizados y se acumulan en la superficie de la planta que sirve como sustrato para la fumagina, lo que produce el deterioro o disminuye la calidad de la planta (Oliveira *et al.* 2001).

La aparición de enemigos naturales entre los que se encuentra *I. fumosorosea*, ayuda a la disminución de poblaciones de plagas. Debido a que los virus transmitidos por *B. tabaci* no son curables, las tácticas para su manejo deberían basarse en la prevención de las transmisiones por métodos físicos y mecánicos, posteriormente manejarlos mediante métodos culturales (Horowitz *et al.* 2011), además de tener una comprensión clara de la taxonomía, ecología y comportamiento de la plaga y el enemigo natural (Gerling, 1992).

El estudio de los hongos como control biológico se realiza bajo la premisa de fumigación con dosis de propagulos infecciosos sobre los insectos o cultivos, la temperatura y humedad juegan un papel importante en este contexto, ya que pueden aumentar o disminuir la virulencia de los formulados o la interacción huésped-patógeno (Faria y Wraight, 2001), tal como se menciona en el trabajo de Wraight *et al.* (2000) que trabajaron con humedades relativamente bajas y se mostró una actividad positiva de *I.fumosorosea* sobre *B. tabaci*. De igual manera, el agua proveniente de las lluvias y el tipo de suelo influyen en la virulencia del hongo, ya que al momento de la lluvia aumenta la humedad, y el tipo de suelo se vuelve beneficioso al aportar materia orgánica para el sustrato de la planta y también aumenta la humedad (Castillo, 2015).

Isaria fumosorosea infecta principalmente a hemípteros y lepidópteros, en los que se encuentra la mosquita blanca. Producen metabolitos secundarios que dañan a los insectos y su uso como micoinsecticida promete ser eficiente, además de que

no produce daños a terceros. En la producción y aplicación de formulaciones existen distintos destinos, el principal son los organismos objetivos (plagas y cultivos), en las plagas, probablemente caen sobre la superficie de los insectos que sufren un proceso patógeno de germinación de esporas. Y en los cultivos, la formulación cae sobre las plantas con el dosel que cubre el suelo cuando se aplica tratamiento de hojas de talla en los campos (Weng *et al.* 2019).

El ciclo de infección de *I. fumosorosea* sobre *B. tabaci* es considerablemente rápido, los primeros síntomas de infección se observan dentro de las 24-48 horas después de que los conidios interactúan con el insecto. En condiciones óptimas, el primer signo visual de infección puede notarse dentro de las 48 y 72 horas (Crecimiento micelial en la superficie del huésped) y una esporulación máxima dentro de 5-7 días (Osborne y Landa, 1992). En condiciones de laboratorio, *I. fumosorosea* presenta un mayor desarrollo y efectividad a temperatura de 24-30 °C con humedad relativa del 100% (Landa, *et al.* 1994; Badii y Abreu, 2006). Hallsworth y Magan (1999) coinciden que *I. fumosorosea* se desarrolla mejor en condiciones de 5-30 °C, siendo 25 °C el más óptimo. Flores en 2011 menciona que *I. fumosorosea* es una especie mesófila con tasas óptimas de crecimiento de 20-30 °C. Bedford en 2020 menciona también que cuando la humedad relativa es elevada, *I. fumosorosea* ataca a larvas de *B. tabaci*. Se requieren altos porcentajes de humedad relativa para una mejor germinación, esporulación e infección de los hongos (90% o mayor) (Pell *et al.* 2009; Cañedo y Ames, 2004; Nicholls, 2008), entonces se podría decir que, en campo, el riego del cultivo es un factor primordial para mejorar la eficacia de la actividad del hongo en el control biológico.

La dispersión de propágulos infecciosos a un nuevo huésped representa una de las partes más peligrosas del ciclo de vida de los hongos entomopatógenos, las condiciones ambientales influyen en los procesos de producción, dispersión, supervivencia y germinación de las esporas, por ejemplo: varias especies de hongos producen grandes cantidades de esporas durante la noche y madrugada cuando la humedad es más alta (Hajek y Leger, 1994). Cliquet y Jackson (2005) mencionan

que una tasa de germinación rápida de blastosporas de *I. fumosorosea* debería mejorar su potencial de infección contra el insecto al reducir los requisitos de tiempo para la humedad libre y disminuir los efectos de la muda y acicalamiento de los insectos. Vega et al. (1999) menciona que una rápida germinación de blastosporas aumentaría la patogenicidad del hongo ya que al tener una rápida producción atacaría a estadios más tempranos de *B. tabaci*, aprovechando las condiciones más favorables para su crecimiento. Altos niveles de oxigenación favorecen una mayor acumulación de biomasa y nutrientes que aceleran la producción de blastoesporas (Jackson, 2012).

Efectividad de *Isaria fumosorosea* vs *Bemisia tabaci*

Jackson et al (1997) compararon la efectividad de blastosporas de *P. fumosoroseus* producidos en medio líquido y secados al aire libre contra conidios de *Beauveria bassiana* producidos en sustrato sólido, sobre terceros estadios de *Bemisia argentifolii*. Las concentraciones de esporas en las suspensiones rociadas se ajustaron para producir dosis de aproximadamente 40, 200 y 1000 esporas mm^{-2} . Los resultados mostraron que blastosporas de *P. fumosoroseus* fueron efectivos con una LD_{50} de 60 esporas mm^{-2} comparado con *B. bassiana* que obtuvo una LD_{50} de 233 esporas/ mm^{-2} . Sus resultados muestran que blastoesporas de *P. fumosoroseus* producidas en medio líquido pueden permanecer viables después de la desecación y aun así infectar y matar estadios ninfales de mosquita blanca.

Asaff et al. (2005) trabajaron en condiciones de laboratorio con cuatro tratamientos (DPA, dipicolinato de dimetilo, cepa Pfrd en caldo de *I. fumosorosea* y Tween 80 al 0.002%) en una prueba de selección de dosis única sobre el tercer estadio de *Bemisia argentifolii*. Pulverizaron 1 ml de cada muestra a 6.9×10^4 Pa a cada hoja seleccionada infestada de mosquita blanca. Los resultados mostraron que el caldo de *I. fumosorosea* fue igual de efectiva que el compuesto químico sintetizado (DPA) en mortalidad en el tercer estadio del insecto. Al caldo de *I. fumosorosea* se le aplicó la prueba HPLC, espectrofotometría de masas y RMN para saber cuál era el

metabolito más abundante, el cual fue ácido dipicolínico. Estos resultados muestran que el DPA fue el principal compuesto activo insecticida sobre el insecto.

Castellanos et al (2007) trabajaron con tres cepas de *I. fumosorosea* PFCAM (EH-506/3), MBP (EH-503/3) y PSMB1 (EH520/3) para medir la virulencia y actividad enzimática (subtilisina y tripsina) sobre segundos estadios de ninfa de *B. tabaci*. Se aplicaron cinco tratamientos que fueron de 4.7×10^2 a 4.7×10^6 conidios/ml y el tratamiento control fue Tween 80 al 0.05%. La cepa más virulenta fue EH-506/3 con un LC_{50} de 1.1×10^3 conidios/ml el cual fue suficiente para matar la mitad de los insectos, mientras que el menos virulento fue EH.520/3 con un LC_{50} de 7.6×10^4 conidios/ml. La actividad de las enzimas mostró resultados positivos e indican un marcador virulento para *I. fumosorosea*.

Las blastosporas de *I. fumosorosea* son muy infecciosos al presentar un LD_{50} menor comparado con formulados de conidios. Además, una rápida tasa de germinación aumentaría la probabilidad de infectar a insectos que mudan, y mitigaría efectos adversos a la exposición prolongada del medio ambiente (Jackson et al. 2009).

Zhu y Kim en 2011 estudiaron la susceptibilidad del biotipo Q de *B. tabaci* en el segundo estadio ninfal a 21 aislados de *Beauveria bassiana* (*B. bassiana*), tres de *I. fumosorosea*, uno de *Isaria cateni*, tres de *Lecanicillium lecanii*, uno de *Lecanicillium attenuatum* y uno de *Aschersonia aleyrodis* en plántulas de berenjena a concentración de 10^8 conidios/ml. Posteriormente se seleccionaron cinco aislados (en los que se encontraba una de *I. fumosorosea*) para ensayos de respuesta concentración-mortalidad los cuales fueron comparados con *B. bassiana* GHA como estándar. Se aplicaron concentraciones de 10^6 , 10^7 y 10^8 conidios/ml. Los resultados mostraron que un aislado de *I. fumosorosea* y uno de *B. bassiana* fueron los más patogénicos con 98% de mortalidad. Para el ensayo de dosis-mortalidad, se observó que a mayor concentración mayor era la mortalidad en las ninfas. La cepa de *I. fumosorosea* fue la que obtuvo el LT_{50} más corto con 3.3 días.

Chan et al (2013) evaluaron la virulencia de cuatro aislados nativos (Pf-Tim, Pf-Tiz, Pf-Hal, Pf-Ti) y una cepa comercial (Pae-sin) de *I. fumosorosea* en huevos y ninfas en segundo estadio de *B. tabaci*. Los tratamientos se aplicaron por inmersión a concentraciones de 10^4 , 10^5 , 10^6 y 10^7 conidios/ml. El control utilizado fue Tween 80 al 0.05%. Los resultados mostraron que los aislados más virulentos en huevos y fueron Pae-sin y Pf-Tim con una mortalidad del 61.3 y 55.5% respectivamente. Y en el segundo estadio ninfal fueron los mismos aislados más virulentos con valores más bajos de CL_{50} 2.6×10^4 y 5.5×10^4 conidios/ml respectivamente.

Eslamizadeh et al (2013) compararon la efectividad de una cepa de *I. fumosorosea* recién aislada de *B. tabaci* proporcionada por la Universidad Putra Malaysia (UPM) con nueve aislados de *I. fumosorosea* de gusanos *Pteroma pendula*. Para el bioensayo trabajaron sobre estadios de huevo y del segundo al cuarto estadio ninfal aplicando tratamientos a una concentración de 1×10^6 conidios/ml por cada aislado. Todos los estadios de *B. tabaci* fueron susceptibles a los tratamientos con los distintos aislados, pero el aislado proporcionado por la universidad (UPM) fue la más virulenta afectando principalmente a huevos y segundo estadio ninfal de *B. tabaci* con mortalidades del 91-90% respectivamente.

Maher y Mahmoud en 2013 evaluaron la eficacia como control microbiano de *Nomuraea rileyi* (*N. rileyi*) e *I. fumosorosea* sobre las plagas de *B. tabaci* y *Myzus persicae* en cultivos de tomate en condiciones de laboratorio y campo. En laboratorio, los tratamientos aplicados fueron de 1×10^2 a 1×10^8 esporas/ml contra terceros estadios de las plagas mencionadas por pulverización. El experimento en campo se realizó en dos zonas, y la aplicación del tratamiento para ambos hongos fue de 1×10^8 esporas/ml y 5 L/parcela por aspersion. *N. rileyi* resultó ser más efectivo sobre terceros estadios de *B. tabaci* en condiciones de laboratorio con una LC_{50} de 103×10^4 , comparado con *I. fumosorosea* con una LC_{50} de 139×10^4 . En condiciones de campo, *N. rileyi* fue más efectivo que *I. fumosorosea*, pero ambos presentaron disminución en la población sobre plantas infestadas por las plagas, por lo tanto, ambos hongos tienen efectividad para el control microbiano.

Murillo et al (2014) trabajaron con seis sustratos sólidos (arroz, sorgo, caña de azúcar, mazorca, plátano y trigo) para obtener la mayor producción de conidios de la cepa EH511/3 de *I. fumosorosea*. Posteriormente se realizaron dos bioensayos a concentraciones de 1×10^6 y 1×10^7 conidios/ml sobre terceros estadios de *B. tabaci* para evaluar su mortalidad. Sus resultados mostraron que tres sustratos obtuvieron una mayor producción de conidios (arroz, plátano y mazorca) y que de esos tres sustratos en el bioensayo de 1×10^7 conidios/ml se obtuvo la mayor mortalidad (98%, 97% y 88% respectivamente) en terceros estadios de *B. tabaci* con una LC_{50} de 7.2×10^4 conidios/ml para el arroz y 5.1×10^4 para el plátano.

Zou et al. (2014) trabajaron la acción conjunta de cuatro insecticidas químicos (spirotetramat, acetamiprid, imidacloprid y thiamethoxam) y la cepa IfB01 de *I. fumosorosea* sobre ninfas en segundo estadio de *B. tabaci* utilizando el índice cooperativo de virulencia (c.f). Para el bioensayo aplicaron la metodología de inmersión foliar (norma china NY/T 1154.14-2018). Los resultados mostraron que las cuatro combinaciones de los distintos insecticidas y la cepa tuvieron mayor efectividad comparado a la acción individual de cada uno de ellos. La combinación más efectiva fue la de *I. fumosorosea* a 2×10^6 conidios/ml + 1.25 mg/L de spirotetramat con un valor de c.f del 96%. D' Alessandro et al. 2010 encontraron resultados similares en los que las cepas más virulentas de *I. fumosorosea* eran las que estaban combinados con fungicidas.

Chen et al. (2015) trabajaron con una cepa recombinante de *i. fumosorosea* (IfB01-TLR7) que expresa dsRNA para derribar el gen relacionado con la inmunidad de la mosca blanca (TLR7). En el bioensayo trabajaron con la cepa normal IfB01 y la cepa recombinada sobre el segundo estadio de la mosca blanca. Se sumergieron las hojas seleccionadas a diferentes tratamientos en diferentes concentraciones: 2×10^7 , 1×10^7 , 5×10^6 , 2.5×10^6 y 1.25×10^6 esporas/ml. Sus resultados mostraron que la cepa recombinada presentó mayor virulencia (90.33%) que la cepa normal (76%) a una concentración de 2×10^7 .

Tian et al. (2015) trabajaron la cepa IF-1106 de *I. fumosorosea* aislado de *B. tabaci* para conocer su patogenicidad y virulencia sobre *B. tabaci* en plantas de pepino. Cada ensayo fue replicado seis veces utilizando huevos, del primer al cuarto estadio de ninfas, así como adultos, a los cuales se le aplicaron tratamientos a una concentración de 10^7 conidios/ml. Para monitorear el proceso de infección utilizaron microscopia de barrido. Todos los estadios fueron afectados, pero el más susceptible fue el segundo con una mortalidad acumulada del 83% en 7 días, los huevos fueron los menos susceptibles con una mortalidad acumulada del 25%. El primer cambio morfológico en *B. tabaci* fue de color, de blanco o amarillo pálido paso a marrón seguido de un crecimiento de hifas protuberantes.

Zhang et al. (2016) trabajaron con tomates en macetas que contenían ninfas en segundo estadio de MEAM1 de *B. tabaci* que transmiten el virus del rizado de la hoja amarilla del tomate (TYLCV) en china, utilizaron la cepa IfB01 de *I. fumosorosea* como control biológico para conocer la relación entre la infección y su capacidad de transmisión de dicho insecto. Se aplicaron tres tratamientos a concentraciones de 100×10^6 , 10×10^6 y 1×10^6 conidios/ml y una muestra control con Tween 80 al 0.02% a las plantas infestadas por el insecto. Los resultados mostraron una reducción en la incidencia de transmisión de plantas infectadas transmitidas por las ninfas MEAM1 infectadas con IfB01 de *I. fumosorosea* y de igual manera se observó una disminución en la transmisión de los insectos infectados.

Tian et al (2016) cuantificaron el efecto tritrófico de plantas hospedantes sobre la susceptibilidad en el segundo estadio de *B. tabaci* biotipo B ante *I. fumosorosea* cepa IF-1106. Las plantas utilizadas fueron pepino, berenjena, tomate y frijol. Realizaron dos bioensayos, en el primero se aplicó un tratamiento a concentración 10^7 conidios/ml y en el segundo se aplicaron distintos tratamientos (10^7 , 5×10^6 , 10^6 , 5×10^5 y 10^5 conidios/ml), para ambos bioensayos el control fue Tween 80 al 0.1%. En ambos estudios se observó que a una concentración de 10^7 hubo una disminución en la supervivencia de *B. tabaci* en todas las plantas, pero no hubo diferencia entre ellas. En el segundo bioensayo, se observó que el TL_{50} disminuyo

al aumentar la concentración de conidios en todos los casos. A una concentración de 5×10^6 conidios/ml las moscas criadas en frijoles y tomates murieron más rápido (LT_{50} 4-5 días) comparado con el pepino y berenjena (LT_{50} 5-7 días). Concluyeron que las plantas afectan la patogenicidad y virulencia de un patógeno, pero dependen de la cantidad inoculada.

Gao et al. (2017) trabajaron en condiciones de laboratorio con cinco generaciones de *B. tabaci* en estadio de ninfas y adultos sobre hojas de *Brassica campestris*, el control biológico fue la cepa PF01-N10 de *I. fumosorosea* extraída de una ninfa de *B. tabaci* para conocer la susceptibilidad en ninfas, acción sobre la ovoposición y acción sobre el cuerpo, ovarios y vitelogenina del insecto adulto. Las hojas infectadas se sumergieron en tratamientos a concentraciones de 1×10^4 y 1×10^7 conidios/ml. Los resultados mostraron susceptibilidad en el segundo estadio de las ninfas a ambas concentraciones (pero entre concentraciones no hubo diferencia en mortalidad), de igual manera se observó una disminución en la ovoposición y una deformación, así como distorsión en los insectos adultos a ambas concentraciones.

Wang et al (2019) trabajaron con nanopartículas de hierro producidas por la cepa SP535 de *I. fumosorosea* sobre MEAM1 de *B. tabaci* en estadio de huevos y su desarrollo larvario. Pulverizaron nanopartículas a concentraciones de 12.5, 25, 50, 75 y 100 PPM, un control con ddH₂O y un control de *I. fumosorosea* sobre los huevos y posteriormente fueron incubados. Los resultados mostraron que el porcentaje de incubabilidad se vio afectado por las distintas concentraciones de nanopartículas aplicadas, lo que indicó que el número de huevos eclosionados depende de la concentración aplicada. El segundo estadio de *B. tabaci* fue el más susceptible a una concentración de 100 PPM con una mortalidad del 98.30%.

Horario de aspersión en campo de *Isaria fumosorosea* como control biológico

Granda (s/f) menciona que la aplicación de la formulación debería ser después de las 4 pm para evitar la desecación por el sol y aprovechar la humedad y temperatura de la noche. Ceceña et al (2017) coincide con este argumento pues en su estudio

los tratamientos más efectivos en el control de la mosca blanca fueron con aspersiones realizadas en la tarde. De igual manera la FAO en 2006 en el reglamento de salud ocupacional en el manejo y uso de agroquímicos de Costa Rica menciona que la aplicación debería ser en las primeras horas de la mañana o en las últimas horas de la tarde, evitando el horario de 10 am a 2 pm donde se presentan las temperaturas más altas. La FAO en 2002 menciona que la eficacia de la aspersión esta influenciada por la velocidad y dirección del viento, la frecuencia de lluvias, la humedad y la temperatura, a bajas temperaturas puede provocar que la eficacia sea lenta y reducida, pero a altas temperaturas puede ocasionarse una desecación del producto.

Con base a la revisión bibliográfica realizada, se muestra que efectivamente *I. fumosorosea* es un hongo entomopatógeno con gran potencial en el control biológico de la plaga *B. tabaci*, aunque actualmente su uso en campo no es muy aplicado, se han realizado estudios en condiciones controladas en invernaderos y ensayos en laboratorio lo cuales han dado resultados positivos. El chile y el jitomate son uno de los principales cultivos afectados por *B. tabaci* y son controlados por *I. fumosorosea*, pero de igual manera existen otros cultivos que son afectados por dicha plaga los cuales fueron incluidos para conocer la gama de acciones que presenta *I. fumosorosea* al atacar a la plaga objetivo.

El mecanismo de acción de *I. fumosorosea* va desde su etapa parasitaria hasta la saprófita, teniendo la capacidad de infectar insectos de manera directa e indirecta. Cuenta con el mecanismo general de infección de los hongos entomopatógenos: adhesión y germinación, penetración del hemocele y el desarrollo y muerte del hongo. Lo que hace especial y efectivo a *I. fumosorosea* es que presenta diversas estrategias y atributos como son la producción de enzimas, estructuras infecciosas y producción de metabolitos secundarios, se utilizan en conjunto con otros enemigos naturales, barreras naturales, y de igual manera con productos químicos comerciales. Cabe mencionar que todo el proceso de infección está determinado por las condiciones que se presentan en dicho momento, en los que se encuentra:

la temperatura, humedad relativa, exposición a rayos UV, temporalidad, ubicación geográfica, propiedades del sustrato, propiedades del medio de crecimiento, propiedades del agua, nutrientes y minerales, cepa utilizada del hongo, estadio del insecto objetivo, dosis aplicada del tratamiento, precipitación, velocidad del viento, adición de productos comerciales.

Diversos autores han trabajado con las mismas concentraciones que se mencionan anteriormente en sus estudios, y la mayoría coincide que a una concentración de 1×10^7 conidios/ml suele ser efectiva con mortalidades mayores del 70% en todos los estadios de *B. tabaci*. Una vez establecida la dosis efectiva, se debería considerar añadir tomar en cuenta añadir una concentración por encima de la establecida, esto por cuestión del margen de error al momento de aplicar el tratamiento.

Pocos documentos aluden la hora exacta de aplicación del tratamiento en campo, pero los estudios realizados en invernadero y laboratorio mencionan que trabajan con temperaturas que van de los 15 °C a 30 °C, varios estudios mencionan que la temperatura en los que se desarrolla *I. fumosorosea* va de los 5 °C hasta los 30 °C, siendo la óptima 25 °C. Una vez mencionado lo anterior, se recomendaría hacer la aplicación del producto después de las 6 pm a 7am, evitando las horas de altas temperaturas y mayor exposición de radiación. Se debe evitar esos horarios puesto que el hongo podría morir o bajar su efectividad por exponerse a temperaturas que no son viables para su desarrollo, además de que en esas horas la humedad relativa disminuye por la temperatura y la radiación, y eso afecta de igual manera el crecimiento y desarrollo de *I. fumosorosea*.

Generación del folleto informativo

Con base en la información recopilada en la revisión bibliográfica, se realizó un folleto informativo para fomentar el uso del control biológico como alternativa a los insecticidas químicos, asesorado por la Dra. Judith Castellanos Moguel (Figura 1).

Objetivos

La realización del documento y del folleto tuvo como finalidad proporcionar información acerca del mecanismo de acción, la efectividad y el horario de aplicación del tratamiento en campo de *Isaria fumosorosea* contra la plaga de la mosquita blanca como control biológico, dicha información se obtuvo mediante una revisión bibliográfica

El control biológico es el proceso que involucra el uso de enemigos naturales para reducir densidades de poblaciones temporal o permanentemente. Una de las plagas más comunes que afecta cultivos de Chile y jitomate es *Bemisia tabaci*, y los hongos entomopatógenos han adquirido importancia como controlador biológico de esta plaga, principalmente *Isaria fumosorosea*, gracias a su versatilidad de infectar a *Bemisia tabaci* en todas sus etapas de desarrollo

El uso de *Isaria fumosorosea* como control biológico de la mosquita blanca ha aumentado gracias a su gran potencial de infectar en su etapa de vida parasitaria y saprófita, además de tolerar estrés, facilidad de crecimiento en medios de cultivo, trabajar en conjunto con otros enemigos naturales o productos comerciales y su bajo costo en comparación con otras formas de control

Efectividad de *Isaria fumosorosea* (Wize) para el control biológico de la plaga mosquita blanca en cultivos de Chile y jitomate

Luis Enrique Caballero Echeverría

Agosto 2021

Figura 1. Folleto del informe final del servicio social propuesto como objetivo

Mecanismo de acción	Hora de aplicación	Efectividad
<p><i>Isaria fumosorosea</i> presenta un mecanismo de acción general como todos los hongos entomopatógenos y se divide en tres partes:</p> <ul style="list-style-type: none"> → Adhesión y germinación → Penetración del hemocele → Desarrollo y muerte del hongo 	<ul style="list-style-type: none"> → 6 pm a 6 am → Evitar horas de altas temperaturas → Evitar horas de mucha exposición solar → Aprovechar horas de alta humedad 	<p><i>Isaria fumosorosea</i> ha reportado resultados efectivos y exitosos con mortalidades del 70% en distintos estadios de <i>Bemisia tabaci</i></p> <p>Algunos de los factores que influyen en el mecanismo y la efectividad del hongo son:</p>
<p>Mecanismo de acción</p>	<ul style="list-style-type: none"> → Temperatura y humedad → Exposición a rayos UV → Propiedades del sustrato, del medio de crecimiento y del agua → Nutrientes y minerales → Cepa a utilizar del hongo y el estadio en el que se encuentra el insecto → Dosis para la aplicación del tratamiento → Precipitación, velocidad del viento, temporalidad y ubicación geográfica → Adición de productos comerciales 	

Conclusión

Isaria fumosorosea tiene potencial como control biológico para atacar la plaga de *Bemisia tabaci*, presenta principalmente tres mecanismos de acción: (1) adhesión y germinación, (2) penetración del hemocele, (3) desarrollo y muerte. Es efectivo por igual en cultivos de chile y jitomate, así como en distintos cultivos que se ven afectados sobre la plaga de *B. tabaci*, su efectividad depende de condiciones que se presenten en el momento de infección. Y, por último, se recomienda la aplicación en campo en un horario de 6 a 7 pm evitando horas de temperaturas altas y poca humedad relativa.

Referencias

Ali, S., Hamid, B. M., Ren, S y Huang, Z. (2014). The effect of alkanes on the physiology and metabolism of the entomopathogenic fungus, *Isaria*

- fumosorosea*. *Biocontrol Science and Technology*. 24 (8). 847-859. DOI: <https://doi.org/10.1080/09583157.2014.896876>
- Ali, S., Wang, Z., Ren, S y Huang, Z. (2011). Superoxide dismutase by *Isaria fumosorosea* on metals and its role in stress tolerance and fungal virulence. *Biocontrol Science and Technology*. 21 (12). 1457-1469. DOI: <https://doi.org/10.1080/09583157.2011.635784>
- Ali, S., Wu, J., Huang, Z y Xiang, R. S. (2010). Production and regulation of extracellular chitinase from the entomopathogenic fungus *Isaria fumosorosea*. *Biocontrol Science and Technology*. 20 (7), 723-738. DOI: <https://doi.org/10.1080/09583151003714091>
- Asaff, A., Cerda, G. R. C y de la Torre, M. (2005). Isolation of dipicolinic acid as an insecticidal toxin from *Paecilomyces fumosoroseus*. *Appl Microbiol Biotechnol*, 68: 542-547. <https://doi.org/10.1007/s00253-005-1909-2>
- Badii, M. H y Abreu, J. L. (2006). Control biológico una forma sustentable de control de plagas. *International Journal of Good Conscience*. 1 (1), 82-89.
- Bedford, I. D. (2020). Ficha técnica: *Bemisia tabaci* Gennadius (Hemipteras: Aleyrodidae). Dirección del Centro Nacional de Referencia Fitosanitaria. Recuperado de https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/600965/Mosquita_blanca.pdf
- Burgos, D. C. A., Lara, F. V. M y Recinos, H. W A. (2016). Hongos entomopatógenos para el control de mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae) en cultivo de chile dulce (*Capsicum annuum* L.) bajo condiciones protegidas. Universidad de El Salvador. San Salvador.
- Butt, T. M., Coates, C. J., Dubovskiy, I. M y Ratcliffe, N. A. (2016). Entomopathogenic Fungi: New Insights into Host-Pathogen Interactions. *Advances in Genetics*. 94, 307-364. DOI: <https://doi.org/10.1016/bs.adgen.2016.01.006>
- Cañedo, V y Ames, T. (2004). Manual de laboratorio para el manejo de hongos entomopatógenos. CIP. Perú. Recuperado de <http://cipotato.org/wp-content/uploads/2014/09/AN65216.pdf>

- Carrillo, R. M. T y Blanco, L. A. (2009). Potencial y algunos de los mecanismos de acción de los hongos entomopatógenos para el control de insectos plaga. *Acta universitaria*. 19, 40-49. <https://www.redalyc.org/pdf/416/41611810005.pdf>
- Castellanos, M. J., González, B. M., Mier, T., Reyes, M. M. R., Aranda, E y Toriello, C. (2007). Virulence testing and extracelullar subtilisin-like (Pr1) and trypsin-like (Pr2) activity during propagule production of *Paecilomyces fumosoroseus* isolates from whiteflies (Homoptera: Aleyrodidae). *Revista Iberoamericana de Micología*. 24 (1), 62-68. DOI: [https://doi.org/10.1016/s1130-1406\(07\)70016-5](https://doi.org/10.1016/s1130-1406(07)70016-5)
- Castillo, M. J. M. (2015). Determinación del momento de aplicación de pulsos con 26% de oxígeno para el mejoramiento de la calidad de los conidios de *Isaria fumosorosea*. Universidad Autónoma Metropolitana. Iztapalapa, México.
- Ceceña, D. C., González, M. D., Grimaldo, J. O., Ruvalcaba, S. P., Tzintzun, C. O y Durán, H. D. (2017). Eficacia de entomopatógenos en el control de Mosca Blanca (*Bemisia argentifolii*, *Bellows* y *Perring*), en algodónero en el DDR 014. *OmniaScience*. DOI: <https://doi.org/10.3926/oms.366>
- Chan, C. W., Ruiz, S. E., Lara, R. J., Reyes, R. A., Cristobal, A. J., Tun, S. J. M., Pérez, G. A y Mendoza, G. D. (2013). Pathogenicity of native isolates of *Isaria fumosorosea* (Deuteromycotina: Hyphomycetes) on immature whitefly *Bemisia tabaci* Gennadius (Hemiptera: Aleyrodidae) and their genetic variability. *African Journal of Mycrobiology Research*. 7 (11), 925-931. DOI: 10.5897/AJMR12.493
- Chen, X., Li, L., Hu, Q., Zhang, B., Wu, W., Jin, F y Jiang, J. (2015). Expression of dsRNA in recombinant *Isaria fumosorosea* strain targets the TLR7 gene in *Bemisia tabaci*. *BMC Biotechnology*. 15:64. DOI: <https://doi.org/10.1186/s12896-015-0170-8>
- Cliquet, S y Jackson, M. A. (2005). Impact of carbón and nitrogen nutrition on the quality, yield and composition of blastospores of the bioinsecticidal fungus *Paecilomyces fumosoroseus*. *Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology*. 32 (5), 204-210. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10295-005-0232-3>
- D' Alessandro, C. P., Padin, S., Urrutia, M. I y López, L. C. C. (2010). Interaction of fungicides with the entomopathogenic fungus *Isaria fumosorosea*. *Biocontrol*

- Science and Technology*. 21 (2), 189-197. DOI: <https://doi.org/10.1080/09583157.2010.536200>
- Ek, M. J. N. (2012). Patogenicidad de *Isaria fumosorosea* Wize (Ascomycota: Hypocreales) contra *Diaphorina citri* Kuwayama (Hemiptera: Psyllidae) y otros insectos plaga. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Coahuila, México.
- Eslamizadeh, R., Ahmad, S. S., Dzolkhifli, O y Nur, A, A. (2013). First record of *Isaria fumosorosea* Wize (Deuteromycotina: Hyphomycetes) infecting *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) in Malaysia. *Journal of Entomology*. 10 (4), 182-190. DOI: <https://dx.doi.org/10.3923/je.2013.182.190>
- Espinel, C. C., Torees, T. L. A., Villamizar, R. L. F., Bustillo, P. A. E., Zuluaga, M. M. V y Cotes, P. A. M. (2018). Hongos entomopatógenos en el control biológico de insectos plaga. En Cotes, A. M. *Control biológico de fitopatógenos, insectos y ácaros*. Mosquera, Colombia: AGROSAVIA.
- Espinel, C. C., Torres, T. L y Cotes, P. A. M. (2009). Efecto de hongos entomopatógenos sobre estados de desarrollo de *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Revista Colombiana de Entomología*. 35, 18-21.
- FAO. (2002). Guías sobre buenas prácticas para la aplicación terrestre de plaguicidas. Roma. Recuperado de <http://www.fao.org/3/y2767s/y2767s00.htm#Top>
- FAO. (2006). Reglamento de Salud Ocupacional en el Manejo y Uso de Agroquímicos. Recuperado de <http://www.fao.org/faolex/results/details/es/c/LEX-FAOC191517/>
- Faria, M y Wraight, S. P. (2001). Biological control of *Bemisia tabaci* with fungi. *Crop Protection*. 20 (9), 767-778. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0261-2194\(01\)00110-7](https://doi.org/10.1016/S0261-2194(01)00110-7)
- Flores, M. A., Pucheta, D. M., Ramos, L. M. A., Rodríguez, N. S., Ramos, E. G y Juárez, R. D. (2013). Estudio del hongo entomopatógeno *Isaria fumosorosea* como control microbiológico de la mosquita blanca *Bemisia tabaci*. *Interciencia*, 38, 523-527.

- Flores, V. A. L. (2011). Evaluación de *Isaria fumosorosea* y *Metarhizium anisopliae* para el control biológico de *Meccus pallidipennis* en condiciones de laboratorio. Universidad Nacional Autónoma de México. D.F. México.
- Franco, C. K. G, Marín, C. H., Cervantes, M. J. F y Marín, C. V. H. (2012). Enzimas y toxinas de hongos entomopatógenos, su aplicación potencial como insecticidas y fungicidas. *Sociedades Rurales, Producción y Medio Ambiente*. 11 (22), 143-160.
- Gao, T., Wang, Z., Huang, Y., Keyhani, N. O y Huang, Z. (2017). Lack of resistance development in *Bemisia tabaci* to *Isaria fumosorosea* after multiple generations of selection. *Scientific reports*. 7, 42727. DOI: 10.1038/srep42727
- Gerling, D. (1992). Approaches to the Biological Control on Whiteflies. *The Florida Entomologist*. 75 (4), 446-456. DOI: <https://doi.org/10.2307/3496126>
- Gómez, R. H., Zapata, G. A., Torres, Del A. E y Tenorio, C. M. (2014). Manual de producción y uso de hongos entomopatógenos. SENASA. Perú. Recuperado de <https://www.senasa.gob.pe/senasa/descargasarchivos/2017/09/Manual-de-Producci%C3%B3n-y-Uso-de-Hongos-Entomopat%C3%B3genos.pdf>
- González, C. M., Aguilar, C. N y Rodríguez, H. R. (2012). Control de insectos-plaga en la agricultura utilizando hongos entomopatógenos: retos y perspectivas. *Revista Científica de la Universidad Autónoma de Coahuila*. 4 (8), 42-55.
- González, G. A. O. (2011). Evaluación de Entomopatógenos para el control de mosca blanca (*Bemisia tabaci* Genn.) en tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.). Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Coahuila, México.
- Granda, D. (S/f). Producción y uso de hongos entomopatógenos. CATIE. Nicaragua. Recuperado de <http://orton.catie.ac.cr/repdoc/A0949e/A0949e.pdf>
- Hajek, A. E y Leger, R. J. (1994). Interactions Between Fungal Pathogens and Insect Hosts. *Annual Review of Entomology*. 39, 293-322. DOI: <https://doi.org/10.1146/annurev.en.39.010194.001453>
- Hajek, A. E. (1997). Ecology of Terrestrial Fungal Entomopathogens. *Advances in Microbial Ecology*. 15, 193-249. DOI: https://doi.org/10.1007/978-1-4757-9074-0_5
- Hallsworth, J. E y Magan, N. (1999). Water and Temperature Relations of Growth of the Entomogenous Fungi *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae*, and

- Paecilomyces farinosus*. *Journal of Invertebrate Pathology*, 74 (3), 261-266. DOI: <https://doi.org/10.1006/jipa.1999.4883>
- Hernández, V. V. M y Berlanga, P. A. M. (1999). Ficha técnica CB-06 *Paecilomyces* spp. enemigo natural de mosquitos blancas. Centro Nacional de Referencia de Control Biológico. Recuperado el 4 de Junio de 2021 de https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/172884/Ficha_CB_06_Paecilomyces_spp.pdf
- Horowitz A. R., Antignus, Y y Gerling D. (2011). Management of *Bemisia tabaci* Whiteflies. In: Thompson W. M. O (eds), *The Whitefly, Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) Interaction with Geminivirus-Infected Host Plants. *Springer Dordrecht*, 293-322. DOI: http://dx.doi.org/10.1007/978-94-007-1524-0_11
- Jackson, M. A. (2012). Dissolved oxygen levels affect dimorphic growth by the entomopathogenic fungus *Isaria fumosorosea*. *Biocontrol Science and Technology*. 22(1), 67-79. DOI: <https://doi.org/10.1080/09583157.2011.642339>
- Jackson, M. A., Dunlap, C. A y Jaronski, S. T. (2009). Ecological considerations in producing and formulating fungal entomopathogens for use in insect biocontrol. *BioControl*. 55, 129-145. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10526-009-9240-y>
- Jackson, M. A., Mcguirre, M. R., Lacey, L. A y Wraight, S. P, (1997). Liquid culture production of desiccation tolerant blastospores of the bioinsecticidal fungus *Paecilomyces fumosoroseus*. *Mycological Research*. 101 (1), 35-41. DOI: <https://doi.org/10.1017/S0953756296002067>
- Lacey, L. A., Frutos, R., Kaya, H. K y Vail, P. (2001). Insect Pathogens as Biological Control Agents: Do they Have a Future? *Biological Control*. 21, 231-248. DOI: <https://doi.org/10.1006/bcon.2001.0938>
- Lacey, L. A., Grzywacz, D., Shapiro-Ilan, D. I., Frutos, R., Brownbridge, M y Goettel, M. S. (2015). Insect pathogens as biological control agents: Back to the future. *Journal of invertebrate Pathology*. 132, 1-41. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.jip.2015.07.009>

- Landa, Z., Osborne, L., Lopez, F y Eyal, J. (1994). A Bioassay for Determining Pathogenicity of Entomogenous Fungi on Whiteflies. *Biological Control*. 4 (4), 341-350. DOI: <https://doi.org/10.1006/bcon.1994.1043>
- Maher, M. M y Mahmoud, S. M. (2013). Differential efficacies of *Nomuraea rileyi* and *Isaria fumosorosea* on some serious pests and the pests' efficient predator prevailing in tomato fields in Egypt. *Journal of Plant Protection Research*. 53 (2), 103-109. DOI: <https://doi.org/10.2478/jppr-2013-0015>
- Mier, T., Castellanos, M. J., García, G. K., Ayala, Z, M., Fernández, V y Toriello, N. C. (2004). Valoración de hongos entomopatógenos para el control biológico de plagas agrícolas. *Sociedades Rurales, Producción y Medio Ambiente*. 5 (8), 57-67.
- Mohamed, T. (2015). *Entomopathogenic Fungi and their Role in Biological Control*. OMICS. DOI 10.4172/978-1-63278-065-2-66.
- Motta, D. P. A y Murcia, O. B. (2011). Hongos entomopatógenos como alternativa para el control biológico de plagas. *Revista Ambiente y Agua*. 6(2), 77-90. DOI: <http://dx.doi.org/10.4136/ambi-agua.187>
- Murillo, A. K. T., Peña, C. G., Hernández, B. E y Hernández, V. V. M. (2014). Conidia production by *Isaria fumosorosea* on solid substrates and its pathogenicity towards *Bemisia tabaci*. *Biocontrol Science and Technology*. 25 (2). 175-184. DOI: <https://doi.org/10.1080/09583157.2014.966649>
- Murillo, C. F. D., Cabrera, M. H., Adame, G. J., Fernández, V. J. A., Villegas, N. J., López, M. V., Vázquez, H. A y Meneses, M. I. (2020). Evaluación de insecticidas biorracionales en el control de mosca blanca (Hemiptera: Aleyrodidae) en la producción de hortalizas. *Biotechnia*, 22, 39-47.
- Nicholls, E. C. I. (2008): Control biológico de insectos: un enfoque agroecológico. Universidad de Antioquia. Colombia. Disponible en línea en https://www.academia.edu/4479195/Control_biologico_de_insectos_un_enfoque_agroecologico?from=cover_page
- Oliveira, M. R. V., Henneberry, T. J y Anderson, P. (2001). History, current status, and collaborative research projects for *Bemisia tabaci*. *Crop Protection*. 20 (9), 709-723. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0261-2194\(01\)00108-9](https://doi.org/10.1016/S0261-2194(01)00108-9)

- Ortiz, U. A y keyhani, N. O. (2013). Action on the Surface: Entomopathogenic Fungi versus the Insect Cuticle. *Insects*. 4 (3), 357-374. DOI: <https://doi.org/10.3390/insects4030357>
- Osborne, L. S y Landa, Z. (1992). Biological Control of Witheflies with Entomopathogenic Fungi. *The Florida Entomologist*. 75 (4), 456-471. DOI: <https://doi.org/10.2307/3496127>
- Pacheco, H. Ma. L., Reséndiz, M. J. F y Arriola, P. V. J. (2019). Organismos entomopatógenos como control biológico en los sectores agropecuario y forestal de México: una revisión. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*. 10 (56), 4-32. DOI: <https://doi.org/10.29298/rmcf.v10i56.496>
- Pell, J. K., Hannam, J. J y Steinkraus, D. C. (2009). Conservation biological control using fungal entomopathogens. *BioControl*. 55, 187-198. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10526-009-9245-6>
- Prieto, N. H. J. (2016). Evaluación de tres concentraciones de *Isaria fumosorosea* para el control de *Bemisia tabaci* en cultivo de chile dulce bajo macro túnel. Zamorano, Honduras.
- Pucheta, D. M., Flores, M. A., Rodríguez, N. S y De la Torre, M. (2006). Mecanismo de acción de los hongos entomopatógenos. *Interciencia*. 3, 856-860.
- Ruiz, S. E., Chan, C. W., Alejo, J. C., Tun, S. J. M., Pérez, G. A y Lara, R. J. (2013). Virulencia de aislados monospóricos de *Isaria fumosorosea* sobre inmaduros de *Bemisia tabaci*. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 3, 381-392.
- Ruiz, V. J y Aquino, B. T. (1999). Manejo de *Bemisia tabaci* mediante barreras vivas y *Paecilomyces* en Oaxaca, México. *Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica)*, 52, 80-88.
- Ruiz, V. J y Medina, Z. J. (2001). Avances en el manejo integrado de *Bemisia tabaci* en tomate y chile en Oaxaca, México. *Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica)*, 59, 34-40.
- Sani, I., Izera, I. S., Abdullah, S., Jalinas, J., Jamian, Syari y Saad, N. (2020). A Review of the Biology and Control of Whitefly, *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae), with Special Reference to Biological Control Using

- Entomopathogenic Fungi. *Insects*. 11 (9), 619. DOI: <https://doi.org/10.3390/insects11090619>
- Téllez, J. A., Cruz, R. M. G., Mercado, F. Y., Asaff, T. A y Arana, C. A. (2009). Mecanismos de acción y respuesta en la relación de hongos entomopatógenos e insectos. *Revista Mexicana de Micología*. 3, 73-80. <http://www.scielo.org.mx/pdf/rmm/v30/v30a7.pdf>
- Tian, J., Diao, H., Liang, L., Arthurs, S y Ma, R. (2015). Pathogenicity of *Isaria fumosorosea* to *Bemisia tabaci*, with some observations on the fungal infection process and host immune response. *Journal of Invertebrate Pathology*. 130, 147-153. <https://doi.org/10.1016/j.jip.2015.08.003>
- Tian, J., Diao, H., Liang, L., Arthurs, S., Hao, C., Moura, G. M y Ma, R. (2016). Host plants influence susceptibility of whitefly *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) to the entomopathogenic fungus *Isaria fumosorosea* (Hypocreales: Cordycipitaceae). *Biocontrol Science and Technology*. 26 (4), 528-538. <https://doi.org/10.1080/09583157.2015.1129393>
- Van, R. G., Hoddle, M. S y Center, T. D. (2007). *Control de Plagas y Malezas por Enemigos Naturales*. USDA. https://www.fs.fed.us/foresthealth/technology/pdfs/VANDRIESCHE_CONTROL_Y_PLAGAS_WEB.pdf
- Vázquez, L. L., Murguido, C., Ibis, E. A., Elósegui, O y Morales, J. F. (2007). *Control biológico de la mosca blanca Bemisia tabaci*. Cuba, INISAV.
- Vega, F. E., Jackson, M. A y McGuire, M. R. (1999). Germination of conidia and blastospores of *Paecilomyces fumosoroseus* on the cuticle of the silverleaf whitefly, *Bemisia argentifolii*. *Mycopathologia*. 147, 33-35. DOI: <https://doi.org/10.1023/A:1007011801491>
- Wang, C y Wang, S. (2017). Insect Pathogenic Fungi: Genomics, Molecular Interactions, and Genetic Improvements. *Annual Review of Entomology*. 62, 73-90. DOI: <https://doi.org/10.1146/annurev-ento-031616-035509>
- Wang, X., Xu, J., Wang, X., Qiu, B., Cuthbertson, A. G. S., Du, C., Wu, J y Ali, S. (2019). *Isaria fumosorosea*-based zero-valent iron nanoparticles affect the growth and survival of sweet potato whitefly, *Bemisia tabaci* (Gennadius).

- Society of Chemical Industry*. 75: 2174-2181. DOI: <https://doi.org/10.1002/ps.5340>
- Weng, Q., Zhang, X., Chen, W y Hu, Q. (2019). Metabolitos secundarios y riesgos de *Isaria fumosorosea* e *Isaria farinosa*. *Moléculas*, 24 (4), 664. <https://doi.org/10.3390/molecules24040664>
- Wraight, S. P., Carruthers, R. I., Jaronski, S. T., Bradley, C. A., Garza, C. J y Galaini, W. S. (2000). Evaluation of the Entomopathogenic Fungi *Beauveria bassiana* and *Paecilomyces fumosoroseus* for Microbial Control of the Silverleaf Whitefly, *Bemisia argentifolii*. *Biological Control*. 17 (3), 203-217. DOI: <https://doi.org/10.1006/bcon.1999.0799>
- Zhang, B., Zou, C y Hu, Q. (2016). Effects of *Isaria fumosorosea* on TYLCV (Tomato Yellow Leaf Curl Virus) Accumulation and Transmitting Capacity of *Bemisia tabaci*. *PLoS ONE*. 11(10): <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0164356>
- Zhu, H y Kim, J. J. (2011). Susceptibility of the tobacco whitefly, *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) biotype Q to entomopathogenic fungi. *Biocontrol Science and Technology*. 21 (12), 1471-1483. <https://doi.org/10.1080/09583157.2011.636482>
- Zimmermann, G. (2008). The entomopathogenic fungi *Isaria farinosa* (formerly *Paecilomyces farinosus*) and the *Isaria fumosorosea* species complex (formerly *Paecilomyces fumosoroseus*); biology, ecology and use in biological control. *Biocontrol Science and Technology*. 18 (9), 865-901. DOI: <https://doi.org/10.1080/09583150802471812>
- Zou, C., Li, L., Dong, T., Zhang, B y Hu, Q. (2014). Joint action of the entomopathogenic fungus *Isaria fumosorosea* and four chemical insecticides against the whitefly *Bemisia tabaci*. *Biocontrol Science and Technology*. 24 (3), 315-324. <https://doi.org/10.1080/09583157.2013.860427>