



INSTITUTO POLITECNICO NACIONAL



CENTRO INTERDISCIPLINARIO DE INVESTIGACION PARA EL  
DESARROLLO INTEGRAL REGIONAL UNIDAD MICHOACÁN

CIIDIR MICHOACÁN

EPIDEMIAS INDUCIDAS DE *Beauveria bassiana* EN POBLACIONES  
CONTROLADAS DE *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Psyllidae)

TESIS

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA SUSTENTABLE

PRESENTA:

JANETTE SUÁREZ NÚÑEZ

DIRECTORES DE TESIS:

Dr. Hipolito Cortez Madrigal

Dr. Alberto Margarito García Munguía

Jiquilpan, Michoacán

Diciembre 2014





**INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL**  
**SECRETARÍA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO**  
*ACTA DE REVISIÓN DE TESIS*

En la Ciudad de Jiquilpan, Michoacán siendo las 12:00 horas del día 04 del mes de Diciembre del 2014 se reunieron los miembros de la Comisión Revisora de la Tesis, designada por el Colegio de Profesores de Estudios de Posgrado e Investigación de CIIDIR Unidad Michoacán para examinar la tesis titulada:

"Epidemias inducidas de *Beauverria bassiana* en poblaciones controladas de *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Psyllidae)".

Presentada por el alumno:

Suárez	Núñez	Janette
Apellido paterno	Apellido materno	Nombre
Con registro:		
B	1	2
0	9	8
		9

aspirante de:

Maestría en Ciencias en Producción Agrícola Sustentable

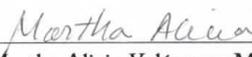
Después de intercambiar opiniones los miembros de la Comisión manifestaron **APROBAR LA TESIS**, en virtud de que satisface los requisitos señalados por las disposiciones reglamentarias vigentes.

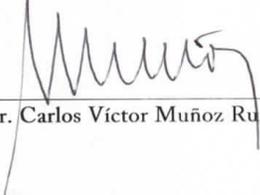
**LA COMISIÓN REVISORA**  
**Directores de tesis**

  
\_\_\_\_\_  
Dr. Hipólito Cortez Madrigal

  
\_\_\_\_\_  
Dr. Alberto Margarito García Munguía

  
\_\_\_\_\_  
Dra. María Valentina Angoa Pérez.

  
\_\_\_\_\_  
Dra. Martha Alicia Velázquez Machuca

  
\_\_\_\_\_  
Dr. Carlos Víctor Muñoz Ruíz.

  
\_\_\_\_\_  
Dra. Hortencia Gabriela Mena Violante.



**PR**  
PRESIDENTE DEL COLEGIO DE PROFESORES.



**INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL**  
**SECRETARÍA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO**

*CARTA CESIÓN DE DERECHOS*

En la Ciudad de Jiquilpan de Juárez Michoacán el día 25 de Noviembre del año 2014, la que suscribe Janette Suárez Núñez alumna del Programa de **Maestría en Ciencias en Producción Agrícola Sustentable** con número de registro B120989, adscrito a **C.I.I.D.I.R. I.P.N. Unidad Michoacán**, manifiesta que es autora intelectual del presente trabajo de Tesis bajo la dirección de Hipólito Cortez Madrigal y Alberto Margarito García Munguía y cede los derechos del trabajo titulado "Epidemias inducidas de *Beauveria bassiana* en poblaciones controladas de *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Psyllidae)", al Instituto Politécnico Nacional para su difusión, con fines académicos y de investigación.

- Los usuarios de la información no deben reproducir el contenido textual, gráficas o datos del trabajo sin el permiso expreso del autor y/o director del trabajo. Este puede ser obtenido escribiendo a la siguiente dirección [hcoretzm@ipn.mx](mailto:hcoretzm@ipn.mx) y [almagamu@hotmail.com](mailto:almagamu@hotmail.com) Si el permiso se otorga, el usuario deberá dar el agradecimiento correspondiente y citar la fuente del mismo.

*Janette Suárez N.*  
Janette Suárez Núñez

Nombre y firma

## AGRADECIMIENTOS

Al Instituto Politécnico Nacional (IPN), por permitirme permanecer a tan distinguida institución.

Al Centro Interdisciplinario De Investigación Para El Desarrollo Integral Regional Unidad Michoacán (CIIDIR MICHOACÁN)

A la Comisión de Operación y Fomento de Actividades Académicas del IPN (COFAA) por el apoyo económico brindado durante mis estudios

Al Dr. Hipolito Cortez Madrigal, por la confianza puesta en mi trabajo y su capacidad para guiar mis ideas, además del apoyo que me ha brindado para realización de la tesis, por compartir conmigo sus conocimientos y la motivación que me brindo día con día.

Al Dr. Alberto Margarito García Munguía, por apoyo y motivación brindados durante la realización del trabajo.

A la comisión revisora: Dra. María Valentina Angoa, Dra. Martha Alicia Velázquez, Dr. Carlos Víctor Muñoz y al Dr. Luis Fernando Ceja, por la confianza puesta en mí, y por sus observaciones y propuestas para el mejoramiento de este trabajo.

## **DEDICATORIA**

Antes que nada quiero darle gracias a DIOS por darme la oportunidad de vivir y regalarme una familia tan maravillosa.

A mis padres: María Núñez Sosa y Álvaro Suarez Torres por darme su amor, apoyó, confianza y sobre todo por darme la oportunidad de tener una carrera para mi futuro. Gracias a ustedes estoy logrando mis objetivos como persona y estudiante.

A mis hermanas María Fernanda, América Jacqueline y a mi novio Víctor gracias por su paciencia, comprensión y apoyo en la realización de mi tesis.

A mis amigos por cada uno de esos buenos momentos que pasamos juntos y que no olvidaremos, y a cada una de las personas que estuvieron a mi lado motivándome para lograr esta meta, muchas gracias.

## CONTENIDO

Tema	Página
ÍNDICE DE FIGURAS	iii
ÍNDICE DE CUADROS	v
RESUMEN	vi
ABSTRACT	vii
1. INTRODUCCION	1
2. OBJETIVOS	4
3. REVISION DE LITERATURA	5
3.1 El cultivo del jitomate	5
3.1.1 Origen, distribución e importancia	5
3.1.2 Nutrición del cultivo	5
3.1.3 Requerimientos ambientales	7
3.1.4 Problemática fitosanitaria	8
3.2 La paratrioza de las solanáceas <i>Bactericera cockerelli</i>	11
3.2.1 Importancia y distribución	11
3.2.2 Descripción morfológica	12
3.2.3 Biología hábitos y daños	13
3.2.4 Enemigos naturales	15
3.3 Medidas de control	16
3.3.1 Resistencia vegetal	16
3.3.2 Control Químico	17
3.3.3 Control Biológico	18
3.4 Los Hongos entomopatógenos en el control de plagas	19
3.4.1 El hongo <i>Beauveria bassiana</i>	21
3.5 Técnica de autodiseminación de entomopatógenos	22
4. MATERIALES Y METODOS	24

4.1. Aislamientos de hongos	24
4.2 Cría de insectos	24
4.3 Caracterización de la cepa Bb-M de <i>B. bassiana</i>	24
4.3.1 Respuesta a la humedad	25
4.3.2 Velocidad de germinación	25
4.4 Bioensayos de auto diseminación	26
4.4.1 Capacidad de machos en la autodiseminación de <i>B. bassiana</i>	26
4.4.2 Interferencia de machos sanos Vs machos infectados	28
4.4.3Tiempo de transmisión de <i>B. bassiana</i> por <i>B. cockerelli</i>	28
4.5 Diseño y evaluación de un dispositivo para autodiseminación del hongo	29
4.5.1 Evaluación de colores en la atracción del psilido	29
4.5.2 Diseño y evaluación de dispositivos para auto diseminación del hongo	30
5. RESULTADOS Y DISCUSION	33
5.1 Respuesta a la humedad	33
5.2 Tiempo de germinación de conidios	34
5.3 Capacidad de machos en la autodiseminación de <i>B. bassiana</i>	36
5.4 Interferencia de machos infectados Vs machos sanos en la autodiseminación de <i>B. bassiana</i>	37
5.5 Tiempo de transmisión de <i>B. bassiana</i> mediante machos de <i>B. cockerelli</i>	38
5.6 Atracción de colores	39
5.7 Diseño y evaluación de dispositivo para autodiseminación del entomopatógeno	40
6. CONCLUSIONES	44
7. LITERATURA CITADA	45

## INDICE DE FIGURAS

Figura 1.	Dimorfismo sexual en el psilido de las solanáceas <i>Bactericera cockerelli</i> A) Macho, B) Hembra (Tomado de Abdullah, 2008).	13
Figura 2.	Ciclo biológico de <i>Bactericera Cockerelli</i> . A) Adulto, B) Huevos, C) Ninfas.	14
Figura 3.	Recipiente donde se mantuvieron los psilidos infectados y no infectados para los bioensayos. a) Vaso de unicel de 250 ml, b) vaso de plástico de 1000 ml, c) psilidos adultos de <i>B.cockerelli</i> , d)plántula de chile, e) mota de algodón impregnada de agua.	27
Figura 4.	Cámara de exposición de <i>B. Cockerelli</i> con <i>Beauveria bassiana</i> . a) Tapa de la cámara de exposición; b) Base de la cámara de exposición; c) Base con esporas del hongo <i>B. bassiana</i> ; d) Ejemplares de <i>B .Cockerelli</i> .	27
Figura 5.	Diseño de trampas y colores evaluados en la atracción de adultos de <i>B. cockerelli</i> .	30
Figura 6.	Dispositivo preliminar para evaluar la efectividad de las mallas para permitir el paso e infección de <i>B. cockerelli</i> . 1) Frasco 1, 2) Frasco 2, A) malla, B) hoja de chile, C) psilidos de <i>B. cockerelli</i> .	31
Figura 7.	Diseño del dispositivo evaluado en la autodiseminación de <i>B. bassiana</i> por adultos del psilido de las solanáceas <i>B. cockerelli</i> . A) Esfera de unicel color amarillo; B) Jaula de alambre galvanizado cubierta con la malla de yute; C) Esfera de unicel color blanco (testigo); D) Psilidos adultos de <i>B. cockerelli</i> ; E) Jaula cubierta de tela plástica	32
Figura 8.	Humedad: T1= 80%, T2= 85%, T3=93%. T4=100%. Barras con la misma letra no difieren estadísticamente (Tukey, 0.05%).	33
Figura 9.	Tiempo de germinación de esporas de <i>B. bassiana</i> cepa Bb-M expuesto a 25 °C.	34
Figura 10.	Capacidad de los machos de <i>B. Cockerelli</i> en la autodiseminación	

	<i>de B. bassiana</i> (machos infectados: hembras sanas) T1=1:10; T2=1:15; T3=1:20; T4=Testigo.	36
Figura 11.	Interferencia de machos infectados Vs machos sanos de <i>B. cockerelli</i> en la Autodiseminacion de <i>B. bassiana</i> (machos sanos: machos infectados: hembras) Trat=1:1:10 (machos: hembras) Testigo= 1:10	37
Figura 12.	Tiempo estimado de transmisión de <i>Beauveria bassiana</i> mediante machos infectados a hembras sanas de <i>Bactericera cockerelli</i> en poblaciones controladas de laboratorio.	38
Figura 13.	Colores evaluados en la atracción de adultos del psilido de las solanáceas <i>B. cockerelli</i> .	40
Figura 14.	Diseño del dispositivo con potencial para utilizarse en la autodiseminación del hongo <i>B. bassiana</i> por adultos del psilido <i>B. cockerelli</i> en condicione de campo. A) Esfera atractiva de color amarillo; B) Jaula forrada de yute con abertura de 2 x 3 mm de color amarillo impregnada con esporas del hongo.	41
Figura 15.	Efectividad del dispositivo en la atracción de adultos de <i>B. cockerelli</i> .	42

## INDICE DE CUADROS

Cuadro 1.	Elementos esenciales para la nutrición del cultivo de jitomate.	6
Cuadro 2.	Principales enfermedades del cultivo de jitomate en el mundo	8
Cuadro 3.	Principales plagas que atacan el cultivo de jitomate.	9
Cuadro 4.	Principales insectos entomófagos asociados al psilido de las solanáceas <i>Bactericera cockerelli</i> .	16

## RESUMEN

El jitomate es afectado por distintas plagas, entre las que destaca *Bactericera cockerelli* Sulc. El uso de insecticidas órgano-sintéticos es la principal estrategia de control, aunque estos productos causan daños colaterales al ambiente y a la salud del hombre. Una alternativa ecológica y sustentable son los hongos entomopatógenos; sin embargo, la información sobre su uso y técnicas de aplicación contra el psilido es escasa. En vectores de enfermedades como *B. cockerelli*, la autodiseminación de entomopatógenos pudiera ser una estrategia de importante utilidad. Para conocer el potencial del hongo *Beauveria bassiana* asociado a machos vivos del psilido *B. cockerelli* para inducir epizootias en poblaciones controladas del insecto, se evaluó primero la esporulación del hongo a diferentes niveles de humedad (80%, 85%, 93% y 100%), así como la velocidad de germinación expresada como el tiempo en que germina el 50% de los conidios (TG<sub>50</sub>). Se investigó también el tiempo y la capacidad de machos en la dispersión del hongo a hembras sanas de *B. cockerelli*; de igual manera, la interferencia de machos sanos en la diseminación del hongo fue evaluada. Finalmente, se diseñó y evaluó un dispositivo para la atracción e infección del psilido con el hongo. Los resultados muestran que el TG<sub>50</sub> de la cepa del hongo evaluado fue de 12.7 h (12.60-12.78 h), mientras que la esporulación sobre el insecto solo se logró a humedades  $\geq 90\%$ . En 10 días, los machos de *B. cockerelli* diseminaron el entomopatógeno en niveles del 15% al 96.66% de la población, dependiendo de la proporción; la mejor fue 1:10 (machos infectados/hembras sanas). Aunque los machos sanos tendieron a interferir con los infectados en la transmisión del hongo, las diferencias no fueron significativas (87.7% Vs 96.7%). El dispositivo diseñado logró atraer y contaminar adultos del psilido con una efectividad del 75-100%. Los resultados indican un alto potencial del hongo *B. bassiana* (cepa Bb-M) para utilizarse mediante la técnica de autodiseminación en el manejo *B. cockerelli* mediante dos estrategias: inoculación y liberación de machos vivos y, mediante dispositivos atractivos para el psilido.

**Palabras clave:** Hongos entomopatógenos, paratrioza, autodiseminación.

## ABSTRACT

Tomato is affected by several pests, among which the psyllid *Bactericera cockerelli* Sulc. is one of the principal. The main control strategy is the use of synthetic insecticides, although these products cause collateral damage to the environment and human health. An ecological and sustainable alternative are the entomopathogenic fungi; however, information about its use and application techniques against the psyllid is scarce. In disease vectors such as *B. cockerelli*, the autodissemination of entomopathogenic could be an important strategy. To know the potential of the fungus *Beauveria bassiana* associated to living *B. cockerelli* males the to induce epizootics in controlled insect populations, the sporulation of the fungus at different levels of moisture (80%, 85%, 93% and 100 %) was evaluated; also, germination rate, expressed as the time when 50% of the conidia germinated (GT<sub>50</sub>). Also, time and capacity of males to disperse the fungus to healthy females of *B. cockerelli* was investigated; in the same form, interference of healthy males in the dispersion of the fungus was evaluated. Finally, a dispositive to evaluate attraction and infection of the psyllid was designed. Results show that estimated GT<sub>50</sub> was of 12.7 h (12.60-12.78 h), whereas sporulation on the insect was only achieved with humidity  $\geq 90\%$ . In teen days, *B. cockerelli* males spread the entomopathogenic at levels of 15% to 96.66% of the population, depending on the ratio; the best was 1:10 (infected males/healthy females). Even healthy males tended to interfere with the infected in the dispersion of the fungus, differences were not significant (87.7% Vs 96.7%). The device designed attracted and infected psyllid adults with 75-100% effectiveness. The results show high potential of the fungus *B. bassiana* (strain Bb-M) for be used by the autodissemination technique for *B. cockerelli* management through two strategies: inoculating and release males living and; by attractive devices for the psyllid.

**Keywords:** Entomopathogenic fungi, paratrioza, autodissemination.

# 1. INTRODUCCIÓN

El jitomate *Solanum lycopersicum* L. (= *Lycopersicon esculentum* Mill.) es considerado uno de los cultivos líderes de México en materia de generación de valor agregado, desarrollo y aplicación de tecnologías con lo que se da mayor fortaleza al sector y mejores condiciones de vida a los productores; además, genera un importante número de empleos y gran derrama económica en las regiones productoras. En la actualidad casi la totalidad de exportación de jitomate va dirigida a los Estados Unidos de América y sólo una pequeña porción a Canadá (INEGI, 2009). Sin embargo, este reto es amenazado por una amplia problemática del cultivo, donde destacan las plagas insectiles, las que representan un serio problema para los productores de jitomate, reduciendo su rentabilidad y competitividad (Bujanos *et al.*, 2005).

En el cultivo del jitomate, una de las plagas limitantes es el insecto conocido comúnmente como “psilido de las solanáceas”, “paratrioza” ó “salerillo” cuyo nombre técnico es *Bactericera cockerelli* Sulc (Hemiptera: Psyllidae). Los daños del insecto son directos e indirectos; en el primer caso, al alimentarse de la savia de las plantas hospederas principalmente en la familia Solanaceae; los daños indirectos resultan por la inyección de toxinas a la planta y la transmisión de enfermedades, una de ellas causada por microorganismos del tipo fitoplasmas denominada “permanente” del tomate, que puede llegar a reducir hasta en 60% la producción del cultivo; otra enfermedad mas recientemente registrada es la denominada “zebra chip”, donde el agente causal se presume es la bacteria *Candidatus Liberibacter solanacearum* (Munyanza *et al.*, 2007; Crosslin y Munyanza, 2009; Garzón-Tiznado *et al.*, 2009)

Por todo lo anterior, el daño ocasionado por el psilido de las solanáceas obliga a tomar medidas de control, entre las que se mencionan: cultural, mecánico, legal, biológico y químico; sin embargo, no obstante que se hace énfasis en un manejo integrado del insecto (Al-Jabr *et al.*, 2007; Marín, 2009), el uso de insecticidas órgano-sintéticos continúa siendo la principal estrategia de control (Bellows y Fisher,

1999; Vega-Gutiérrez *et al.*, 2008). El uso constante de insecticidas órgano-sintéticos eventualmente ocasiona mayores problemas que los que resuelve. Entre ellos destacan el impacto en organismos no blanco, eliminación de enemigos naturales, resistencia de la plaga, contaminación de suelos y aguas, residuos en alimento e intoxicación en humanos; finalmente, el control químico deja de ser útil para el control de la plaga (Pimentel y Edwards, 1982; Viñuela y Jacas, 1993; Seefoó, 2005).

Todos los insectos que atacan a las plantas cultivadas tienen enemigos naturales (parasitoides, depredadores y entomopatógenos) que los matan, produciendo así una reducción considerable de sus poblaciones. Al uso deliberado que el hombre hace de ellos se le denomina “control biológico”; dentro de esta estrategia, los organismos entomopatógenos han recibido en los últimos años una importante atención, donde destacan los hongos entomopatógenos. Por su capacidad de producir enfermedad y muerte en insectos, la facilidad para multiplicarlos masivamente, su inocuidad al medio ambiente y al ser humano, los hongos entomopatógenos son una de las principales herramientas actuales control biológico de plagas (Rechcigl y Rechcigl, 2000).

En insectos de hábitos chupadores como lo es el psilido de las solanáceas, los hongos entomopatógenos son de fundamental importancia pues tienen mecanismos de invasión únicos que les permiten atravesar de forma directa la cutícula o la pared del tracto digestivo de los insectos, lo que los hace excelentes agentes de control biológico actuando como insecticidas de contacto (Tanada y Kaya, 1993; Charnley y Collins, 2007). El uso de hongos entomopatógenos para el control de insectos plaga constituye, por lo tanto, un componente importante, siendo diversas las especies de especies de hongos que se han utilizado (Butt y Goettel, 2000). Entre los principales géneros se mencionan: *Paecilomyces*, *Metarhizium*, *Beauveria* y *Lecanicillium* (= *Verticillium*) (Samson *et al.*, 1988; Butt y Goettel, 2000). Diversos estudios han evaluado la acción parasítica de algunas especies de hongos entomopatógenos sobre *B. cockerelli*; entre los que se pueden mencionar, *Metarhizium anisopliae*, *Lecanicillium lecanii* y *Beauveria bassiana* (Al-Jabr, 1999; Cañedo y Ames, 2004; Cortez-Madriral, 2010).

Por otro lado, la forma convencional de aplicación de hongos entomopatógenos ha sido mediante aspersión, técnica catalogada como una de las menos eficientes en la aplicación de insecticidas (Bateman y Chapple, 2001). Con base en lo anterior y al conocimiento de que en la naturaleza, una importante estrategia de dispersión de los entomopatógenos (y las enfermedades que ocasionan) es mediante los mismos individuos infectados; o bien, mediante otros individuos relacionados (parasitoides y depredadores). A dicha estrategia de dispersión se le denomina transmisión horizontal (Tanada y Kaya, 1993), mientras que a la técnica de aplicación basada en ella, se le denomina autodiseminación (Vega *et al.*, 2000) ó técnica del entomovector (Smagghe *et al.*, 2012).

La técnica de autodiseminación pudiera ser de utilidad en el manejo de insectos plaga, principalmente aquellos que son vectores de enfermedades como lo es el psilido de las solanáceas *B. cockerelli* Sulc., considerada plaga clave de las solanáceas cultivadas (Liu y Trumble, 2005). Aunque existen estudios que demuestran el potencial de la técnica de autodiseminación para la aplicación de entomopatógenos, los estudios son relativamente pocos (Kaya y Okech, 1990; Butt *et al.*, 2000; Pell *et al.*, 2001). Adicionalmente, los resultados dependerán del grupo y especie de entomopatógeno a usar, de la plaga y de las condiciones ambientales predominantes.

En México, solo dos estudios son conocidos sobre autodiseminación de entomopatógenos. El desarrollado por García *et al* (2011) para el control de mosquitos mediante el hongo *M. anisopliae*, y el de Suárez (2012) para el control de *B. cockerelli* mediante *B. bassiana*.

Dada la importancia de la paratrioza como plaga directa y vector de importantes enfermedades en solanáceas (donde es de interés controlar a bajas poblaciones), la técnica de autodiseminación de entomopatógenos es una estrategia que merece ser explorada, por lo que se planteó el presente estudio con los objetivos siguientes:

## 2. OBJETIVOS

### General

Conocer el potencial del hongo *Beauveria bassiana* asociado a machos vivos del psilido *Bactericera cockerelli* para inducir epizootias en poblaciones controladas del insecto.

### Particulares

- a) Determinar el tiempo de germinación y la respuesta a la humedad del hongo *B. bassiana* cepa Bb-M.
- b) Conocer la capacidad de machos de *B. cockerelli* en la autodiseminación de *B. bassiana*
- c) Determinar los tiempos de transmisión de *B. bassiana* mediante machos de *B. cockerelli*.
- d) Diseñar y evaluar un dispositivo para la atracción del insecto y liberación del entomopatógeno.

## **3. REVISIÓN DE LITERATURA**

### **3.1 El cultivo del jitomate**

#### **3.1.1 Origen, distribución e importancia**

El tomate o jitomate *Solanum lycopersicum* Linneo (= *Lycopersicon esculentum* Miller) es nativo del trópico americano, entre Ecuador y Perú (Peralta y Spooner, 2000) y posteriormente distribuido a Colombia, Bolivia y México; en este último país se considera que fue domesticado (Rick y Holle, 1990; Pérez *et al.*, 1997).

El jitomate es uno de los cultivos hortícolas con mayor área cultivada y producción global. Por la superficie cultivada es el segundo cultivo hortícola más importante del mundo; en 2011 México ocupó el décimo lugar a nivel mundial, con una producción de 2, 435,788 ton, siendo China el mayor productor con 47, 116,084 ton y Estados Unidos el segundo con 12, 858,700 ton. En cuanto a la exportación de tomate fresco, México ocupa el primer lugar con 1, 493,316 ton (FAOSTAT, 2012).

#### **3.1.2 Nutrición del cultivo**

La nutrición se basa en elementos mayores y menores (macro nutrientes y elementos micronutrientes), tanto la deficiencia como el exceso de estos causan problemas en la productividad de los cultivos (Cuadro 1; Esquinas-Alcázar y Nuez, 1995).

**Cuadro 1. Elementos esenciales para la nutrición del cultivo de jitomate.**

<b>Elemento</b>	<b>Exceso</b>	<b>Deficiencia</b>
Nitrógeno	Poco crecimiento de raíces, caída de flores y baja producción	Poca vegetación y de escaso vigor.
Fosforo	Un exceso de fósforo puede provocar deficiencias de cobre y de zinc	Plantas raquílicas y la madurez de la fruta se retrasa.
Potasio	Niveles de potasio altos pueden provocar deficiencias en magnesio, manganeso, zinc y hierro	El fruto crece y madura en forma irregular.
Azufre	Provoca manchas amarillas y necróticas en las hojas y un crecimiento restringido de la planta	Presenta amarillamiento de las hojas jóvenes, que se vuelven quebradizas y se doblan hacia abajo.
Zinc	Provoca deficiencia de hierro	Se caracterizan por entrenudos cortos, y las hojas son más pequeñas.
Manganeso	Puede provocar deficiencia de calcio	Induce clorosis intervenal en hojas adultas. Las plantas afectadas florecen poco.
Cloro	Un exceso puede provocar quemaduras y las hojas pueden caer, el crecimiento de la planta se inhibe y los frutos son más pequeños	Las hojas pierden la turgencia, adquieren un color bronceado, mientras que la raíz tiene un crecimiento raquílico.
Boro	Aparecen manchas amarillas en las puntas de las hojas que tornan a marrón	Provoca que los puntos de crecimiento se marchiten.
Molibdeno	Las hojas se vuelven de un color amarillo intenso o dorado	Las hojas adultas se doblan hacia arriba y aparece una coloración amarilla.

### 3.1.3 Requerimientos ambientales

**Radiación.** El jitomate es un cultivo insensible al fotoperiodo o número de horas con luz diaria entre 8 y 16 h, aunque requiere buena iluminación. La cantidad de radiación global determina la cantidad de azúcares producida en las hojas durante la fotosíntesis; mientras más alta es la cantidad producida de azúcares, la planta puede soportar más frutos. Por lo tanto, el rendimiento de jitomate puede ser más alto. Sin embargo, si la intensidad de la radiación solar es demasiado alta, se pueden producir partiduras de frutos, golpes de sol y coloración irregular a la madurez (Castaños, 1993).

**Temperatura.** El jitomate es una planta termo periódica, creciendo mejor con temperatura variable. Las temperaturas óptimas para su desarrollo se encuentran entre 28 a 30 °C en el día y de 15 a 18 °C por la noche. Por debajo de los 10 °C se detiene el crecimiento y por encima de 35 °C también hay problemas, pues durante la floración provocan caída de flor y limita el desarrollo del fruto (Picken *et al.*, 1986).

**Humedad relativa.** En el cultivo de jitomate, humedades relativas del aire inferiores a 90% son deseables, mientras que valores superiores favorecen el desarrollo de enfermedades criptogámicas; los valores óptimos son del 70% al 80%, rango donde se favorece el desarrollo normal de la polinización, garantizando así una buena producción (Cáceres, 1984).

**Suelo.** El suelo provee cuatro necesidades básicas de las plantas: agua, nutrientes, oxígeno y soporte. El pH ideal del suelo es de 6.0-6.5; con pH >6.5 los micronutrientes metálicos (Fe) hierro, (Zn), (Mn) Manganeseo, (Cu) cobre, (B) boro y (P) fósforo llegan a estar menos disponibles para la absorción de la planta. A un pH <5.5, el fósforo (P) y el molibdeno (Mo) son menos disponibles para la absorción de la planta. Se considera que un suelo ideal debe tener las siguientes condiciones: 45% de minerales, 5% de materia orgánica, 25% de agua y 25% de aire o espacio poroso (Bewley y Black, 1982).

### 3.1.4 Problemática fitosanitaria

Dada la producción intensiva del jitomate, las plagas y enfermedades se han convertido en un factor limitante para la producción del cultivo. Las principales enfermedades se muestran en el Cuadro 2 (MacGregor, *et al.*, 1983; Agrios, 2005). Entre los principales problemas se mencionan: insectos, ácaros, nematodos, hongos, bacterias y virus (Cuadro 3; Garzón, *et al.*, 1992; Peña, 1992; Esquinas-Alcázar y Nuez., 1995).

**Cuadro 2. Principales enfermedades del cultivo de jitomate en el mundo.**

Nombre Común	Nombre Científico	Grupo mayor
Cáncer bacteriano	<i>Clavibacter michiganensis</i> (Smith)	Bacterias
Mancha bacteriana	<i>Xanthomonas campestris</i> (Pammel) Dowson 1939	Bacterias
Mancha negra del tomate	<i>Pseudomonas syringae</i> (Boyer y Lambert 1893) Young, Dye y Wilkie 1978	Bacterias
Marchitez del tomate	<i>Fusarium oxysporum</i> Schlechtend	Virus
Verticilosis del tomate	<i>Verticillium dahliae</i> Kleb.y <i>Verticillium albo-atrum</i> Reinke y Berthier	Hongos
Tizón tardío	<i>Phytophthora infestans</i> (Mont.) de. Bary	Hongos
Tizón temprano	<i>Alternaria solani</i> Sorauer	Hongos
Cenicilla del tomate	<i>Leveillula taurica</i> (Lév.) Arnsud (fase sexual) y <i>Oidiopsis taurica</i> (estado conidial o asexual	Hongos

**Cuadro 3. Principales plagas que atacan el cultivo de jitomate.**

<b>Nombre Común</b>	<b>Nombre Científico</b>	<b>Orden</b>	<b>Familia</b>
Mosca blanca	<i>Bemisia tabaci</i> Gennadius <i>Trialeurodes vaporariorum</i> Westwood	Hemiptera	Aleyrodidae
Trips	<i>Thrips tabaci</i> Lindeman	Thysanoptera	Tripidae
Araña roja	<i>Tetranychus cinnabarinus</i> Boisduval	Acarina	Tetranychidae
Eriófido del tomate	<i>Aculops</i> <i>Alycopersici</i> Masse	Acarina	<i>Eriophyidae</i>
Gusano del cuerno	<i>Manduca sexta</i> L.	Lepidoptera	Sphingidae
Gusano alfilerillo	<i>Keiferia lycopersicella</i> Walshingham	Lepidoptera	Gelechiidae
Pulga saltona	<i>Epitrix</i> spp.	Coleoptera	Chrysomelidae
Minador de la hoja	<i>Liriomyza sativae</i> Blanchard	Diptera	Agromyzidae
Gusano del fruto	<i>Helicoverpa (=Heliothis)</i> Zea Boddie	Lepidoptera	Noctuidae
Áfidos	<i>Aphis gossypii</i> Glover <i>Aulacorthum solani</i> Kaltenbach <i>Macrosiphum euphorbiae</i> Thomas <i>Myzus persicae</i> Sulzer	Hemiptera	Aphididae
Paratrioza	<i>Bactericera cockerelli</i> Sulc.	Hemiptera	Psillidae
Nematodos	<i>Meloidogyne incognita</i> Koifoit y White	Tylenchida	Heteroderidae

La forma de enfrentar los problemas de plagas descansa básicamente en el uso de plaguicidas organosintéticos, estrategia con fuerte impacto negativo en el ambiente, lo que ha conducido a la búsqueda y desarrollo de alternativas ecológicas (Van Lenteren, 2005; Alba *et al.*, 2009). Lo anterior no es ajeno para el cultivo del jitomate y dada la importancia económica de este cultivo, se hace más patente el

esfuerzo tecnológico en cuanto a identificación y tratamiento de plagas y enfermedades, por lo que ha sido ampliamente recomendado el manejo integrado de plagas (MIP) (Velasco y Arevalo, 2009).

De acuerdo con lo anterior, en la producción de jitomate se requiere desarrollar un plan de manejo fitosanitario que involucre aspectos agronómicos, biológicos, culturales, químicos y legales. El muestreo de plagas es fundamental para el buen funcionamiento de un programa de MIP y de ahí la importancia de conocer los hábitos tanto del insecto plaga como de sus enemigos naturales. También es importante conocer el desarrollo fenológico del cultivo y las condiciones climáticas esperadas para el ciclo; esto facilita y optimiza el plan de manejo integrado. El MIP usa como premisa fundamental la prevención a partir de métodos de bajo impacto ambiental cuyo objetivo es mantener las poblaciones en umbrales bajos y en casos imprescindibles permite utilizar métodos que disminuyan drásticamente las poblaciones, bajo ciertos lineamientos y con productos previamente autorizados para cada cultivo. Un programa de MIP contiene de manera general las siguientes herramientas de control: control cultural, control genético, control biológico y control químico (Smith y Van den Bosch, 1967; Casteel *et al.*, 2006):

**Control cultural.** Involucra las diferentes prácticas de manejo agronómico realizadas a lo largo del ciclo de cultivo, con el objetivo de reducir al máximo el establecimiento y desarrollo de un insecto plaga. Entre estas prácticas destacan el uso de variedades tolerantes, la rotación de cultivos, adecuaciones en fechas de plantación cuando esto es posible (Akobundu, 1987; Koch y Kunisch, 1989).

**Control genético.** Es el uso de variedades resistentes de cultivos, y es una de las herramientas más importantes en el MIP donde los parientes silvestres de los cultivos son la principal fuente de resistencia (Ramanatha y Hodking, 2002; Cortez-Madrigal, 2010). El objetivo es inducir resistencia en la planta a factores bióticos y abióticos, incluyendo: plagas, enfermedades y sequía, además de mejorar la cantidad y calidad de frutos (Kogan, 1990; Dorais *et al.*, 2008).

**Control biológico.** El control biológico es uno de los componentes de mayor importancia dentro del MIP y se define como la suma de acciones emprendidas para favorecer la acción de parasitoides, depredadores y entomopatógenos en el control de insectos plaga. El combate biológico puede ser realizado de forma natural o inducido y consiste en el manejo de poblaciones de plagas utilizando sus enemigos naturales (Reichcigl y Reichcigl, 2000).

**Control químico.** Se considera como el último escalón de un programa de MIP. Su uso se justifica cuando ya se han aplicado todas las anteriores alternativas y las poblaciones de la plaga representan un problema grave. Sin embargo, aún dentro de los productos químicos a utilizar existen categorías que se deben considerar priorizando la utilización de los productos según su impacto. Aunado a lo anterior debe considerarse la autorización para el cultivo, grupo toxicológico por modo de acción, dosis, intervalo de seguridad, forma de aplicación y grado de toxicidad (Garzón-Tiznado, 2003; Garzón-Tiznado *et al.*, 2005).

## **3.2 La paratrioza de las solanáceas *Bactericera cockerelli***

### **3.2.1 Importancia y distribución**

La paratrioza *B. cockerelli* es un insecto picador chupador de savia, que pertenece al orden Hemiptera, dentro de la familia Psyllidae (Liu y Trumble, 2004). Este insecto fue descubierto por Cockerell, en cuyo honor fue llamado primero *Trioza cockerelli*, posteriormente *Paratrioza cockerelli*, y por cambio de género, su nombre científico actual es *Bactericera cockerelli*. En México este insecto ha recibido varios nombres comunes: "paratrioza", "salerillo" y "pulgón saltador". Se reportó por primera vez en 1947 en los estados de Durango, Tamaulipas y Michoacán y actualmente se localiza en 17 estados de la República Mexicana atacando los cultivos de jitomate, chile y papa, entre otras solanáceas silvestres y cultivadas (Vega- Gutiérrez *et al.*, 2008). En 1986 se reportó en el bajío de Guanajuato como vector de fitoplasmas en el cultivos de jitomate, particularmente la enfermedad denominada "permanente" del tomate, siendo la causa principal de que la superficie de solanáceas haya disminuido considerablemente en los estados de Guanajuato, San Luis Potosí y Michoacán

(Garzón, 2003). Actualmente, todas las variedades de jitomate son susceptibles y el control químico por sí solo no ha ofrecido soluciones eficientes al problema (Garzón-Tiznado *et al.*, 1992; Munyaneza *et al.*, 2007; Ramírez, *et al.*, 2008).

### 3.2.2 Descripción morfológica

**Adulto.** Cuando emerge el adulto es de color verde-amarillento. En un principio es inactivo y tiene las alas blancas, que al paso de 3 o 4 h se tornan transparentes. La coloración del cuerpo pasa de ligeramente ámbar a café oscuro. La cabeza presenta una mancha de color café que marca la división con el tórax. Tiene ojos grandes de color café y antenas filiformes. El tórax es de color blanco amarillento con manchas café bien definidas. La longitud de las alas es aproximadamente 1.5 veces el largo del cuerpo y presentan una venación bien marcada. Existe dimorfismo sexual, pues los machos presentan seis segmentos abdominales mientras que la hembra solo cinco (Figura 1 y 2A; Abdullah, 2008). En la parte media dorsal se presenta una mancha en forma de “Y” con los brazos hacia la parte terminal. Las hembras pueden depositar alrededor de 150 huevecillos por día (Becerra-Flora, 1986; Garzón-Tiznado *et al.*, 2007). Ambos sexos cuentan con cuatro alas transparentes dispuestas en “dos aguas” sobre el abdomen. Su aparato bucal es un pico corto de tres segmentos, que parece salir de entre las patas delanteras (Abdullah, 2008).

**Huevos.** Miden aproximadamente 0.4 mm de largo y 0.2 mm de ancho, tienen forma ovoide, color amarillo-naranja brillante y presentan en uno de sus extremos un pedicelo con el que se adhiere a la hoja (Fig. 2B; Becerra-Flora, 1986; Abdullah, 2008).

**Ninfas.** Durante la etapa de ninfa pasa por cinco estadios ninfales, en los que la forma cambia muy poco. El primer instar mide aproximadamente 0.4 mm de largo y 0.2 mm de ancho; el segundo de 0.5 x 0.3 mm; el tercer instar de 0.7 x 0.5 mm; el cuarto mide 1.0 x 0.8 mm; finalmente, el quinto instar ninfal mide 1.5 mm de largo y 1.0 mm de ancho. Las ninfas son de forma oval, aplanadas dorso-ventralmente y con

forma de escamas. Los ojos están bien definidos y son de color rojizo. Alrededor del cuerpo presenta estructuras cilíndricas que contienen filamentos cerosos. Las ninfas son de color amarillo pálido en las primeras etapas, hasta un color verdoso en el último instar (Fig. 2C; Marín *et al.*, 2002; Abdullah, 2008).

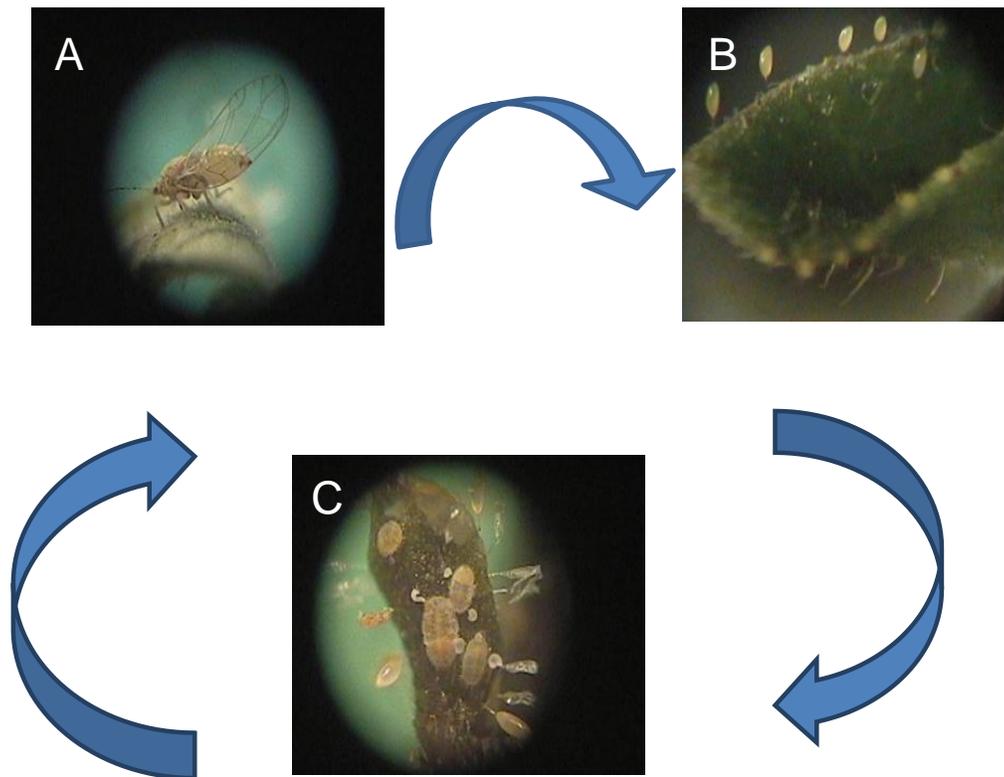


**Figura 1. Dimorfismo sexual en el psilido de las solanáceas *Bactericera cockerelli* A) Macho, B) Hembra (Tomado de Abdullah, 2008).**

### **3.2.3 Biología hábitos y daños**

La paratrioza tiene reproducción sexual y su ciclo completo se desarrolla en un término de 20 a 30 días, pasando por huevo, ninfa y adulto (Figura 2). La hembra adulta puede ovipositar más de 500 huevos durante un período de 21 días. La paratrioza tiene hábitos migratorios, alcanzando vuelos de hasta 1.5 km de altura. Se presenta con mayor incidencia en zonas agrícolas de monocultivo de papa, jitomate, tomate de cáscara y chile, llegando a éstos desde cultivos de otras regiones y sus hospedantes silvestres. En algunos lugares el insecto desaparece durante el invierno, emigrando a grandes distancias en busca de alimento. Las hembras de la paratrioza, depositan huevecillos de color amarillo naranja, sujeto a las hojas por un tallito pedicelo (Marín-Jarillo *et al.*, 1995; Marín-Jarillo, 2002).

Los daños que causa la paratrioza son al succionar la savia de las plantas o también denominados daños directos; pero quizá de mayor importancia sean los daños indirectos ocasionados por la inyección de toxinas y transmisión de enfermedades. Puede también con sus secreciones melosas propiciar el desarrollo de hongos fumaginas (Ferguson *et al.*, 2001; Bujanos *et al.*, 2005; Munyaneza *et al.*, 2007).



**Figura 2. Ciclo biológico de *Bactericera Cockerelli*. A) Adulto, B) Huevos, C) Ninfas.**

Los daños toxiníferos indirectos provocados por la paratrioza son causados solo por la ninfas al alimentarse e inyectar las toxinas. Se ha demostrado que las ninfas pueden llegar a matar a las plantas si se establece antes de la floración y sobre todo cuando no se realiza algún método de control. Las células afectadas por la saliva de las ninfas presentan una actividad anormal de reguladores de crecimiento de tipo

auxinas y acumulación de grandes cantidades de almidón en las células del parénquima. Las plantas se ven amarillentas y raquíticas, con merma del rendimiento y frutos pequeños de baja calidad comercial (Almeyda *et al.*, 2008). Además, las ninfas producen secreciones cerosas blanquecinas con apariencia de sal (“salerillo”), estas se deben a las grandes cantidades de savia que el insecto necesita para satisfacer sus necesidades alimenticias (Garzón-Tiznado *et al.*, 2009).

También el psilido *B. cockerelli* puede transmitir enfermedades de tipo fitoplasmas; “permanente del tomate” en jitomate y, “punta morada” en papa (Garzón-Tiznado *et al.*, 2004). Estudios recientes han demostrado que *B. cockerelli* es también vector de una nueva especie de bacteria no cultivable aún, identificada como *Candidatus Liberibacter (=Psyllauros)*, agente causal de la enfermedad “manchado del tubérculo” de la papa ó “Zebra chip” (Munyaneza *et al.*, 2007, 2009; Garzón-Tiznado *et al.*, 2009).

#### **3.2.4 Enemigos naturales**

*B. cockerelli* cuenta con diversos enemigos naturales pertenecientes a los grupos de depredadores y parasitoides (Cuadro 4). Sin embargo, dentro de las principales especies destacan el parasitoide de ninfas *Tamarixia triozae* (Lomelí y Bueno, 2002) y la especie de la familia Chrysopidae (Garzón-Tiznado *et al.*, 2005; Velasco y Arévalo, 2009).

**Cuadro 4. Principales insectos entomófagos asociados al psilido de las solanáceas *Bactericera cockerelli*.**

Nombre común	Nombre científico	Orden y Familia	Fase atacada
Avispita	<i>Tamarixia triozae</i>	Hymenoptera: Eulophidae	Parasitoide externo de ninfas
Catarina roja	<i>Hippodamia convergens</i>	Coleoptera: Coccinellidae	Depreda huevecillos y ninfas
Leon de los áfidos	<i>Chrysoperla</i> spp.	Neuroptera: Chrysopidae	Depreda huevecillos y ninfas
Chinche pajiza	<i>Nabis</i> spp.	Hemiptera: Nabidae	Depreda ninfas

Se menciona el uso deliberado de hongos entomopatógenos de las especies *B. bassiana*, *Verticillium (=Lecanicillium) lecanii*, *Entomophthora virulenta*, *Metarhizium anisopliae* y *Paecilomyces fumosoroseus* en el control de la plaga; sin embargo, no se indica el origen de los aislamientos (Velasco y Arevalo, 2009; Al-Jabr, 1999).

### 3.3 Medidas de control

El uso de diferentes medidas de control en el momento indicado son la mejor herramienta para el control de esta plaga, dentro de las medidas evaluadas se encuentra la resistencia vegetal y los controles biológico y químico (Cranshaw, 1994; Al-Jabr, 1999; Bujanos *et al*, 2003).

#### 3.3.1 Resistencia vegetal

Una estrategia ampliamente recomendada y estudiada en el manejo integrado de plagas es la resistencia vegetal; este método busca prevenir infestaciones al

cultivo mediante el desarrollo de híbridos tolerantes o resistentes a plagas y enfermedades (Pérez *et al.*, 1997; Liu y Thrumble, 2005). Por ejemplo, Liu y Thrumble (2005) evaluaron las interacciones entre variedades de tomate resistentes y su interacción con insecticidas. Los resultados mostraron diferencias entre variedades, donde la accesión PI 13447 fue la que mostró la menor incidencia. De igual manera, aunque los químicos redujeron la incidencia de la plaga, su efecto vario con la variedad empleada. Sin embargo, el mejoramiento genético mediante hibridación entre tomate y sus parientes silvestres no siempre es posible (Pérez *et al.*, 1997; Peralta *et al.*, 2005).

Una alternativa al mejoramiento convencional pudiera ser mediante la ingeniería genética. El gene Mi-1.2 identificado en plantas silvestres de la especie *Solanum peruvianum* (Mill.) ha mostrado inducir resistencia a diversos insectos plaga del jitomate. Ha sido transferido a variedades comerciales del cultivo y se ha logrado inducir resistencia a diversos insectos chupadores, entre ellos *B. cockerelli* (Casteel *et al.*, 2006).

Otra alternativa pudiera ser la técnica del injerto con plantas resistentes al psilido. Cortez-Madrigal (2010) menciona que los injertos de jitomate en su pariente silvestre *Solanum lycopersicum* var. *cerasiforme* mostraron menor incidencia de diversas plagas del cultivo, entre ellas, *B. cockerelli*. Aunque pocos estudios han sido desarrollados con esta plaga, al parecer la técnica del injerto puede ser una importante herramienta en el manejo de plagas del cultivo de tomate, tal como se ha señalado para otros cultivos (Kogan, 1990).

### **3.3.2 Control químico**

En el cultivo de jitomate es común que se realicen hasta doce aplicaciones de insecticidas durante la temporada y en la mayoría de los casos se desconocen los niveles de resistencia de la plaga a dichos agroquímicos. De acuerdo con lo anterior, los productores de solanáceas han manifestado preocupación por la falta de control

de *B. cockerelli* con diversos productos; entre ellos: Thiacloprid e Imidacloprid, además de otros insecticidas convencionales. El uso irracional de insecticidas contra esta plaga, sugiere la hipótesis de que el psilido de las solanáceas ha desarrollado resistencia a los insecticidas utilizados para su control. Para comprobar lo anterior se evaluó la susceptibilidad de dos poblaciones de campo del salerillo *B. cockerelli* (una de San Luis Potosi y otra de Nuevo León) hacia los insecticidas: fenpropatrín, abamectina, cyfluthrín, dimetoato, esfenvalerato y pyriproxifen. Los resultados mostraron que la baja eficacia de dichos insecticidas en campo no se atribuye a que el salerillo haya desarrollado resistencia sino a deficiencias en su uso (Vega-Gutiérrez *et al.*, 2008). Sin embargo, los anteriores resultados no se pueden generalizar a otras regiones del país donde está presente la plaga y los productos y dosis utilizadas y estrategia de aplicación pueden variar.

### 3.3.3 Control biológico

Se basa en el uso deliberado de enemigos naturales (depredadores, parasitoides y entomopatógenos) de insectos plaga (Rechcigl y Rechcigl, 2000). Aunque se han documentado diversos agentes de control biológico de *B. cockerelli*, solo las crisopas y los hongos entomopatógenos han sido evaluados en el control de la plaga (Al-Jabr, 1999; Lomelí y Bueno, 2002). De igual manera se ha señalado que la producción masiva del parasitoide *Tamarixia triozae* puede tener potencial como agente de control biológico de *B. cockerelli*. Al respecto, se evaluó la eficacia de *T. triozae* en la disminución de poblaciones de *B. cockerelli* en cultivos de tomate utilizando tres dosis de liberación/m<sup>2</sup>: baja (0.3), media (1) y, alta (3); sin embargo, los resultados sugieren que una sola liberación del parasitoide no es suficiente para controlar al psilido cuando las poblaciones iniciales son altas. *T. triozae* se estableció en invernaderos de tomate y presentó niveles de parasitismo superiores al 30%. Otras de las ventajas del parasitoide, además de su acción parasítica, es su hábito de alimentarse sobre el huésped (Gómez *et al.*, 2012).

Recientemente, en el estado de Michoacán, México, se registró una chinche de la familia Miridae perteneciente al género *Engytatus* sp. depredando huevos y ninfas de *B. cockerelli*. Los resultados mostraron que el uso de míridos para el control de plagas es limitado debido a la falta de información sobre estos depredadores; sin embargo, se concluye que *Engytatus* sp. puede ser un efectivo depredador de *B. cockerelli* (Velázquez *et al.*, 2014).

No obstante lo anterior, solo los hongos entomopatógenos han sido comercializados para el control de *B. cockerelli*. Se considera que estos organismos son los de mayor potencial en el manejo de insectos chupadores (Tanada y Kaya, 1993) como lo es el psilido de las solanáceas. Al-Jabr (1999) fue el primero en reportar la patogenicidad de *B. bassiana* sobre *B. cockerelli*. Cinco días después de la aplicación de diferentes cepas comerciales obtuvo hasta 96.4% de mortalidad en ninfas.

Por su parte, Cortez-Madrugal (2010), evaluó aislamientos de *B. bassiana* y *M. anisopliae* de diferente origen sobre el psilido de las solanáceas *B. cockerelli*. Los resultados mostraron que todos los aislamientos indujeron mortalidad en condiciones controladas. Sin embargo, los que causaron la mayor mortalidad fueron las cepas Bb-M de *B. bassiana* y M-Ct de *M. anisopliae*, ambos de clima subtropical y tropical, respectivamente. No obstante, se seleccionó la cepa de *B. bassiana* por ser originaria de la región de la Ciénega de Chapala y presentar una esporulación más abundante sobre el cadáver del insecto.

### **3.4 Los Hongos entomopatógenos en el control de plagas**

Además del amplio abanico de insectos hospederos, tal vez por su crecimiento macroscópico sobre la superficie de sus hospederos, los primeros microorganismos que se registraron causando enfermedad en insectos fueron los hongos (Van Der Geest *et al.*, 2000). La efectividad de un hongo como controlador microbiano está relacionado por factores ambientales como temperatura y humedad; pero también, por sus características intra-específicas como: velocidad de germinación, desarrollo

micelial, esporulación, producción de enzimas y toxinas, entre otros, de manera que es aceptado que esas características en conjunto son las que determinan la virulencia de los hongos entomopatógenos (Tanada y Kaya, 1993; Butt y Goettel, 2000; Cortez-Madrigal *et al.*, 2003; Pucheta *et al.*, 2006).

Se ha estimado que existen alrededor de 700 especies de hongos entomopatógenos agrupadas en aproximadamente 90 géneros. *Paecilomyces*, *Metarhizium*, *Beauveria* y *Lecanicillium* (= *Verticillium*) son los géneros más fáciles de producir masivamente, por lo que han sido los más comercializados para el control biológico de plagas (Samson *et al.*, 1988; Tanada y Kaya, 1993; Butt y Goettel, 2000; Vega *et al.*, 2009).

Aunque los hongos tienen un relativamente amplio abanico de hospederos, su efecto en insectos benéficos es bajo; sin embargo, el desarrollo de resistencia a un insecticida microbiano es más lento y no se produce contaminación ambiental. Así mismo, se ha visto que los insecticidas biológicos producidos comercialmente no afectan a los humanos, ni a los animales y tienen la ventaja de ser biodegradables (Tapias y Dussán, 2000).

Aunque existen productos comerciales a base de hongos que se han evaluado y empleado en el control de plagas, el campo de la investigación para el desarrollo de micoinsecticidas para el manejo de la plaga no está agotado. Uno de los aspectos a investigar sería el desarrollo de formulaciones y nuevas técnicas de aplicación de hongos entomopatógenos que incrementen su eficacia (Scholte *et al.*, 2004), tal como la técnica de autodiseminación evaluada en diferentes especies plaga (Pell *et al.*, 1993; Vega *et al.*, 2009).

En algunos estudios se describe que existen dos métodos fundamentales de implementar el uso de hongos como agentes de control biológico. El primero es el método de colonización-inoculación que consiste en inocular el patógeno en el ambiente y que este se disperse naturalmente. El otro método denominado inundativo, consiste en utilizar el hongo como un bioinsecticida, de modo que este

es incapaz de re-infectar insectos o de multiplicarse en condiciones naturales, pues depende de las aplicaciones realizadas por el hombre (Batta, 2003).

### **3.4.1 El hongo *Beauveria bassiana***

*B. bassiana* es conocido como entomopatógeno desde 1835, año en que se descubrió al causar la muerte del gusano de seda (Commonwealt Mycological Institute, 1979). Se encuentra de forma natural en el suelo, por lo que infectan principalmente insectos del Orden coleóptera, aunque entre sus hospederos se encuentran también arácnidos y aproximadamente 200 especies de insectos (Humber, 1990).

Al igual que en otras especies, la infección por *B. bassiana* ocurre cuando el propágulo infectivo (conidio) se deposita en la superficie del insecto (exoesqueleto), adhiriéndose a la misma (fase de adhesión); a continuación, aparece el tubo germinativo (fase de germinación) y a partir de él se desarrolla el apresorio, una estructura celular que ejerce presión contra las capas cerosas del exoesqueleto, al mismo tiempo que libera varios tipos de enzimas que ocasionan la histólisis de los tejidos ablandándolos y permitiendo así la infección del hongo (fase de infección). Dentro del hemocele el hongo coloniza y se dispersa en la hemolinfa, emitiendo al medio metabolitos secundarios del tipo micotóxico, los que afectan diferentes actividades fisiológicas y órganos vitales del insecto hasta producirle la parálisis y posteriormente, su muerte en un lapso que varía entre cinco y 10 días. Finalmente el hongo concluye su ciclo al colonizar externamente el cadáver del insecto y producir y liberar al medio millones de conidios infectivos, que funcionarán como inóculo secundario para infectar a otros individuos, los conidios se dispersan mediante el viento, el agua (Goettel e Inglis, 1997) o a través de otros organismos, incluyendo los propios insectos (Daoust *et al.*, 1982).

### 3.5 Técnica de autodiseminación de entomopatógenos

La manera convencional de aplicación de hongos entomopatógenos en el mejor de los casos ha sido mediante aspersión y cuando así lo amerita mediante espolvoreación (como en plagas rizófagas). Sin embargo, una de las principales estrategias de dispersión natural de los entomopatógenos en la naturaleza es mediante los mismos individuos a los que atacan, u otros relacionados con ellos (parasitoides y depredadores (Bateman y Chapple, 2001). A dicha estrategia de dispersión se le denomina transmisión horizontal (Tanada y Kaya, 1993) y a la técnica de aplicación basada en ella, autodiseminación (Vega *et al.*, 2000). En esta estrategia, el insecto es atraído a una cámara de inoculación o trampa, donde son contaminados con los conidios del hongo. Los conidios pueden ser diseminados por estos insectos una vez que dejan la trampa y antes de que empiece la infección. Estudios de laboratorio y campo han sido realizados por investigadores de Rothamsted en Inglaterra para desarrollar una técnica con el hongo *Zoophthora radicans* contra la palomilla dorso de diamante, *Plutella xylostella*. Estudios sobre ecología, virulencia, persistencia y transmisión entre huéspedes han dado la pauta para el desarrollo de trampas y evaluaciones en pequeña escala (Shah y Pell, 2003; Furlong *et al.*, 1995).

En México, solo dos estudios son conocidos sobre la técnica de autodiseminación de hongos entomopatógenos. En el primero de ellos se determinó la virulencia de aislados nativos de México de *B. bassiana* y *M. anisopliae* sobre adultos de *Aedes aegypti*, así como el grado de transmisión de las conidias entre adultos y su efecto en la fecundidad, fertilidad y sobrevivencia, los resultados mostraron que la cepa H-M5 de *M. anisopliae* fue diseminada por conducta copulatoria de machos a hembras de *Ae. aegypti* con una alta tasa de infección (90%). También se evaluó la transmisión de *B. bassiana* de mosquitos machos vírgenes a hembras de *Ae. Aegyptica* encontrando una mortalidad del 90% en 15 días (García, *et al.*, 2011).

En el segundo se determinaron los niveles de transmisión horizontal de *Beauveria bassiana* en poblaciones de adultos de *Bactericera cockerelli* en condiciones de laboratorio (Suarez, 2013). De acuerdo con los resultados, hubo una tendencia a mayor infección (94%) cuando se utilizaron solo machos; El hecho de que los machos hayan tenido una mayor eficiencia en la transmisión de *B. bassiana* pudiera brindarnos beneficios, pues una de las ideas para diseminar al entomopatógeno en campo pudiera ser mediante la cría y selección de machos para después liberarlos infectados con el hongo. Los resultados de dicho estudio sugieren que la técnica de autodiseminación de hongos entomopatógenos tiene potencial para el manejo del psilido de las solanáceas *B. cockerelli*.

## 4. MATERIALES Y METODOS

### 4.1 Aislamientos de hongos

Se utilizó la cepa Bb-M del hongo *B. bassiana* aislada de un curculionido del cultivo de maíz de la región de Jiquilpan, Michoacán, México en el año 2008. La cepa fue previamente seleccionada por Cortez-Madrigal (2010) por su alta virulencia como una de las más promisorias para el control del psilido *B. cockerelli*. Se conserva en el cepario de hongos entomopatógenos del CIIDIR-IPN, Jiquilpan, Michoacán. Para su reactivación, se infectaron adultos y se mantuvieron en cámara húmeda (100%) a  $25 \pm 2$  °C hasta el desarrollo del hongo. El hongo fue reaislado y se mantuvo por triplicado en tubos con medio de cultivo inclinado a base de agar dextrosa de sabouraud + 0.1% de extracto de levadura (ADS+EL), conservado a las condiciones antes señaladas.

### 4.2 Cría de insectos

A partir de colectas de campo, se estableció una cría de *B. cockerelli* en el CIIDIR-IPN en Jiquilpan, Mich. Los insectos junto con plantas de chile cv. “Jalapeño” se mantuvieron a  $25 \pm 2$  °C y un fotoperiodo de 12:12 h, (luz: oscuridad) dentro de jaulas de 30 x 40 cm, cubiertas con malla antiáfidos para evitar el escape del insecto. Para estandarizar la cría, se establecieron tres jaulas; en una de ellas se liberaron los insectos junto con plantas de chile. Periódicamente se retiraban las plantas con huevecillos y se colocaban nuevas plantas. Las plantas con huevecillos fueron colocadas en otra jaula, de manera que se pudiera conocer con mayor precisión la edad de los insectos.

### 4.3 Caracterización de la cepa Bb-M de *B. bassiana*

Dado que dos aspectos importantes para la infección y disseminación de los hongos entomopatógenos en campo son la velocidad de germinación de los conidios

y el efecto de la humedad en la esporulación (Bateman, 1997; Lacey *et al.*, 2001; Cortez-Madrigal *et al.*, 2003, Fan *et al.*, 2007, Torres *et al.*, 2013), estos dos aspectos se consideraron básicos para el entendimiento de los demás estudios. Los experimentos se incubaron a  $25 \pm 2$  °C y un fotoperiodo de 12:12 (luz:oscuridad). El análisis de datos fue mediante el programa estadístico SAS (1997).

#### **4.3.1 Respuesta a la humedad**

Para conocer la respuesta del hongo a la humedad, se realizó un bioensayo donde se evaluaron los siguientes niveles: 80%, 90%, 93% y 100%. Para obtener los anteriores porcentajes de humedad, se utilizaron las siguientes sales: Hidróxido de potasio (KOH) a dosis de 25 y 10 g 100 ml de agua para el 80% y 90% de humedad, respectivamente; Carbonato de sodio ( $\text{Na}_2\text{CO}_3$ , 15 g/100ml de agua) para el 93%; y para obtener el 100% de humedad se utilizó agua destilada. Diez psilidos de 10 días de edad fueron colocados en vasos de precipitados de 50 ml con cada una de las sales, se dejaron reposar durante 30 minutos para posteriormente ser colocados en porta objetos dentro de cajas Petri y así después de 10 días se observó si había desarrollo fúngico. El diseño experimental fue completamente al azar con cuatro tratamientos y tres repeticiones y la separación de medias mediante Tukey (0.05).

#### **4.3.2 Velocidad de germinación**

Para conocer el tiempo que tardan los conidios en germinar, a partir de cultivos no mayores de 15 días de edad, se preparó una suspensión de conidios en 20 ml de agua destilada estéril más una alícuota de coadyuvante (Inex®). Los conidios se dispersaron con un agitador magnético durante 30 minutos y después una gota de la suspensión fue depositada sobre portaobjetos con una delgada placa de medio de cultivo ADS+EL (Agar Dextrosa Sabouraud + extracto de levadura) en su superficie. Mediante un microscopio compuesto y con el objetivo de 40x se determinó la germinación en 100 conidios (con tres replicas). Un conidio germinado se definió cuando el tubo germinativo alcanzó la mitad de la longitud del conidio. Dichas

lecturas se realizaron cada hora hasta que se alcanzó una germinación  $\geq 90\%$  de los conidios. Con los resultados obtenidos se realizó un análisis Probit previa transformación a un modelo doble cuadrático. Los datos se procesaron con el programa SAS.

#### **4.4 Bioensayos de autodiseminación**

##### **4.4.1 Capacidad de machos en la autodiseminación de *B. bassiana***

Insectos adultos de 10 días de edad se sexaron con base al dimorfismo sexual que existe entre machos y hembras de *B. cockerelli* (Abdullah, 2008). Una cantidad determinada de hembras fueron liberadas sobre plantas de chile cv. "jalapeño" dentro de dispositivos esquematizados en la Fig. 3. Inmediatamente, machos de la misma especie fueron infectados con esporas del hongo dentro de una cámara húmeda como lo muestra la Fig. 4. Se ensayaron diferentes proporciones de machos infectados/hembras sanas: 1:10, 1:15 y 1:20 y se mantuvieron a  $25 \pm 2$  °C y un fotoperiodo de 12:12 h (luz:oscuridad). Diariamente se revisaron los insectos y se registró la mortalidad. Los cadáveres se colocaron en cámara húmeda para favorecer el desarrollo del hongo. Se establecieron tres repeticiones y un testigo sin hongo. Los datos se transformaron a porcentaje y se procesaron mediante un análisis de varianza (ANVA) y la separación de medias mediante Tukey (0.05).

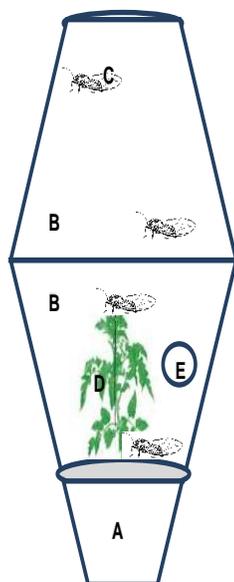


Figura 3. Recipiente donde se mantuvieron los psilidos infectados y no infectados para los bioensayos. a) Vaso de unicel de 250 ml, b) vaso de plástico de 1000 ml, c) psilidos adultos de *B.cockerelli*, d) plántula de chile, e) mota de algodón impregnada de agua

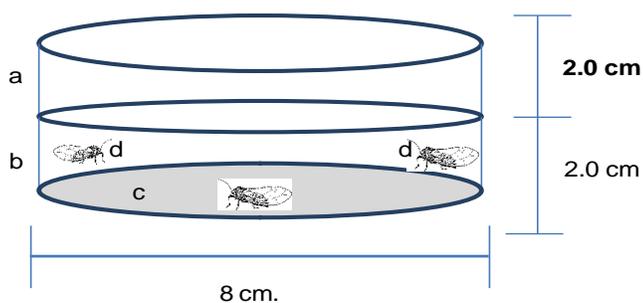


Figura 4. Cámara de exposición de *B. Cockerelli* con *Beauveria bassiana*. a) Tapa de la cámara de exposición; b) Base de la cámara de exposición; c) Base con esporas del hongo *B. bassiana*; d) Ejemplares de *B. Cockerelli*.

#### **4.4.2 Interferencia de machos sanos Vs machos infectados**

Insectos adultos de 10 días de edad se sexaron con base al dimorfismo sexual que existe entre machos y hembras de *B. cockerelli* (Abdullah, 2008). Una cantidad determinada de hembras fueron liberadas sobre plantas de chile cv. "jalapeño" dentro de dispositivos esquematizados en la Fig. 3. Inmediatamente, machos de la misma especie fueron infectados con esporas del hongo dentro de una cámara húmeda como lo muestra la Fig. 4. En base al experimento anterior se selecciono el mejor tratamiento y se le adicionaron machos sanos en las proporciones de 1:1:10 (machos infectados/machos sanos/hembras sanas) y se mantuvieron a  $25 \pm 2$  °C y un fotoperiodo de 12:12 h (luz:oscuridad). Diariamente se revisaron los insectos y se registró la mortalidad. Los cadáveres se colocaron en cámara húmeda para favorecer el desarrollo del hongo. Se establecieron tres repeticiones y un testigo sin macho sano. Los datos se transformaron a porcentaje y se procesaron mediante un análisis de varianza (ANVA) y la separación de medias mediante Tukey (0.05).

#### **4.4.3 Tiempo de transmisibilidad de *B. bassiana* por *B. cockerelli***

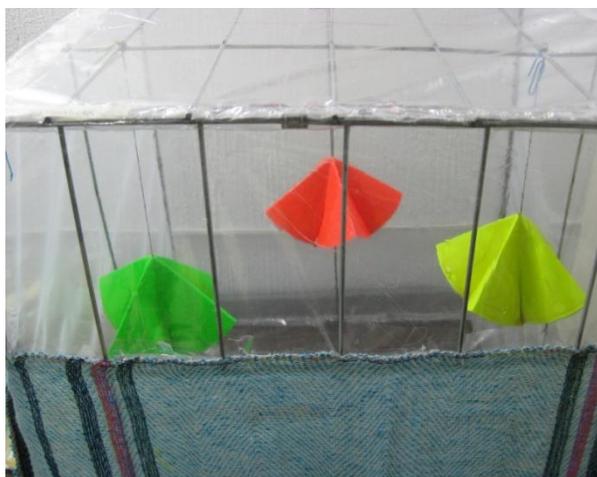
El tiempo que tarda el insecto infectado en transmitir el hongo a la población sana es muy importante para un exitoso control del psilido en campo. Para este caso, el mejor tratamiento fue nuevamente repetido; para ello los insectos se colocaron a una proporción de 1:10 (machos infectados/hembras sanas). Los insectos se colocaron en dispositivos similares a los anteriormente descritos (Fig. 3). Se establecieron cuatro tiempos de evaluación (3, 5, 7 y 10 días) con poblaciones independientes para cada tiempo; a su vez, en cada tiempo se establecieron tres repeticiones. Una vez que se cumplió cada uno de los tiempos de exposición, la población de insectos se retiró y bajo observación microscópica se separó el macho de las hembras; los cadáveres se colocaron en cámara húmeda con hojas de chile como alimento (todo estéril). Se registraron los cadáveres con desarrolló micelial y esporulación de *B. bassiana* y cuando el porcentaje fue cercano al 100% se suspendió el experimento. Se incluyó un testigo sin hongo. Mediante un análisis

Probit se determinó el tiempo en que el 50% de la población fue contaminado con el hongo, denominado como  $TTr_{50}$  (diferente del tiempo de mortalidad). Se empleó el programa estadístico SAS (1997) para su análisis.

## **4.5 Diseño y evaluación de un dispositivo para autodiseminación del hongo**

### **4.5.1 Evaluación de colores en la atracción del psilido**

Para el diseño del dispositivo previamente se evaluaron tres colores: neón, amarillo, naranja y verde, mencionados en la literatura como atractivos al psilido (Al-Jabr *et al.*, 2007). Se utilizaron círculos de papel de 15 cm de dm con cada uno de los diferentes colores. A partir del centro del círculo se practicaron cuatro dobleces de modo que al plegarse, el círculo adquirió un aspecto piramidal modificado, con diferentes caras y ángulos a su alrededor. Con ese diseño se pretendió una mayor atracción del psilido (Fig. 5). Los dispositivos se cubrieron de miel para la adhesión de los insectos y se colgaron con un clip dentro de una jaula cubierta de tela y plástico; inmediatamente, 10 psilidos fueron liberados y posteriormente (24 h) se realizó el conteo de psilidos adheridos en dichos colores. Se realizaron tres replicas y un testigo sin color fue considerado. Con los datos obtenidos se practicó un ANVA bajo un diseño completamente al azar, con tres tratamientos y tres repeticiones. La separación de medias fue mediante Tukey (0.05).



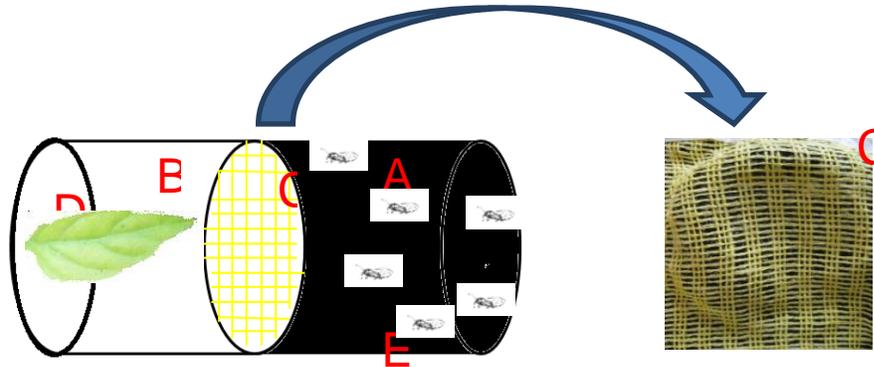
**Figura 5. Diseño de trampas y colores evaluados en la atracción de adultos de *B. cockerelli*.**

#### **4.5.2 Diseño y evaluación de dispositivos para auto diseminación del hongo**

El diseño del dispositivo se basó en el descrito por Gaugler *et al.* (2012) para la contaminación de mosquitos con un regulador de crecimiento (pyriproxyfen) evaluado en el control del mosquito. El principio del dispositivo consiste en hacer pasar al insecto por una malla previamente saturadas con el producto a diseminar. Para lo anterior necesariamente debe existir dentro de la trampa un atrayente para el insecto.

En nuestro caso, se evaluaron dos tipos de malla; una de yute y la otra de tela de “tul”, pero en ambos se consideraron el color que mejor atracción proporcionó al psilido. La selección del tamaño de abertura de malla se hizo con base al tamaño del insecto (1.5 mm de largo y 1.0 de ancho), por lo que para el caso del yute hubo necesidad de deshilarlo hasta lograr la abertura deseada (3 x 2 mm). Primeramente se comprobó el paso de adultos de la paratrioza a través de la malla y, mediante la inoculación de ésta con esporas del hongo, la infección de los insectos al pasar por ella. Para lo anterior, la malla se colocó entre las “bocas” de dos frascos de 100 ml

unidos mediante cinta masking. En uno de los frascos (1) se colocaron 10 psilidos y en el otro frasco (2) una hoja de chile como atrayente. El frasco número 1 se cubrió con papel negro para evitar el paso de la luz y forzar el paso de los psilidos por la malla hacia el frasco 2 (Fig. 6). Se registró el número de insectos que cruzaron la malla y fueron colocados en cámara húmeda para el registro de la infección por *B. bassiana*. Dado que no existieron repeticiones (por falta de insectos) el análisis se hizo solo mediante estadísticas descriptivas.



**Figura 6. Dispositivo preliminar para evaluar la efectividad de las mallas para permitir el paso e infección de *B. cockerelli*. A) Frasco 1; B) Frasco 2; C) Malla; D) Hoja de chile; E) Psilidos de *B. cockerelli*.**

Una vez evaluada la malla, se diseñó el dispositivo para la liberación del hongo. Se utilizaron diferentes materiales: alambre galvanizado, malla de yute de color amarillo, esferas de unicel de 70 mm de dm, miel de abeja, cartulina amarillo-brillante y plástico transparente. Con todo el material anterior se diseñaron los dispositivos que fueron evaluados con adultos de *B. cockerelli*. Doce insectos fueron liberados dentro de una jaula de 40 cm x 40 cm donde se colocó el dispositivo para evaluar su efectividad en la atracción del insecto. Un día después se registró el número de insectos capturados. Un testigo consistente en un dispositivo de color blanco fue considerado. Las condiciones del experimento fueron de  $25 \pm 2$  °C y un fotoperiodo 12:12 (luz:oscuridad). Dada la escasez de psilidos en la cría, solo se estableció una repetición por lo que el análisis solo muestra tendencias y no es definitivo.

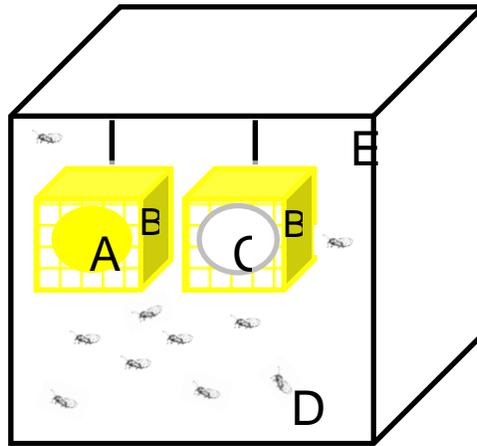
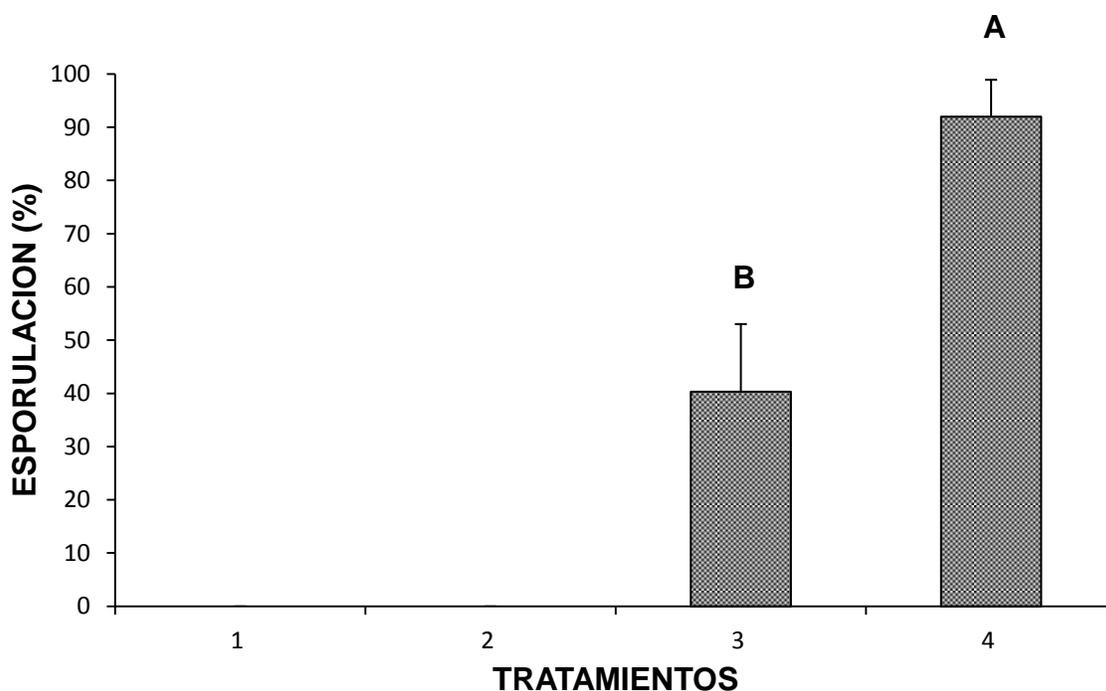


Figura 7. Diseño del dispositivo evaluado en la autodiseminación de *B. bassiana* por adultos del psilido de las solanáceas *B. cockerelli*. A) Esfera de unicel color amarillo; B) Jaula de alambre galvanizado cubierta con la malla de yute; C) Esfera de unicel color blanco (testigo); D) Psilidos adultos de *B. cockerelli*; E) Jaula cubierta de tela plástica

## 5. RESULTADOS Y DISCUSION

### 5.1 Respuesta a la humedad

De acuerdo con el análisis de varianza ( $p \leq 0.05$ ) se detectaron diferencias significativas entre tratamientos. La mayor esporulación ( $92 \pm 6.9\%$ ) ocurrió con el 100% de humedad y con 85% ya no se registró esporulación sobre los cadáveres. Con el 93% de humedad solo se registró un  $40.3 \pm 12.7\%$  de esporulación (Fig. 8).



**Figura 8. Humedad: T1= 80%, T2= 85%, T3=93%. T4=100%. Barras con la misma letra no difieren estadísticamente (Tukey, 0.05%).**

Los resultados muestran que la cepa evaluada de *B. bassiana* requiere de alta humedad para esporular, lo que es acorde con lo mencionado en la literatura en el sentido de que los hongos entomopatógenos requieren de una alta humedad relativa

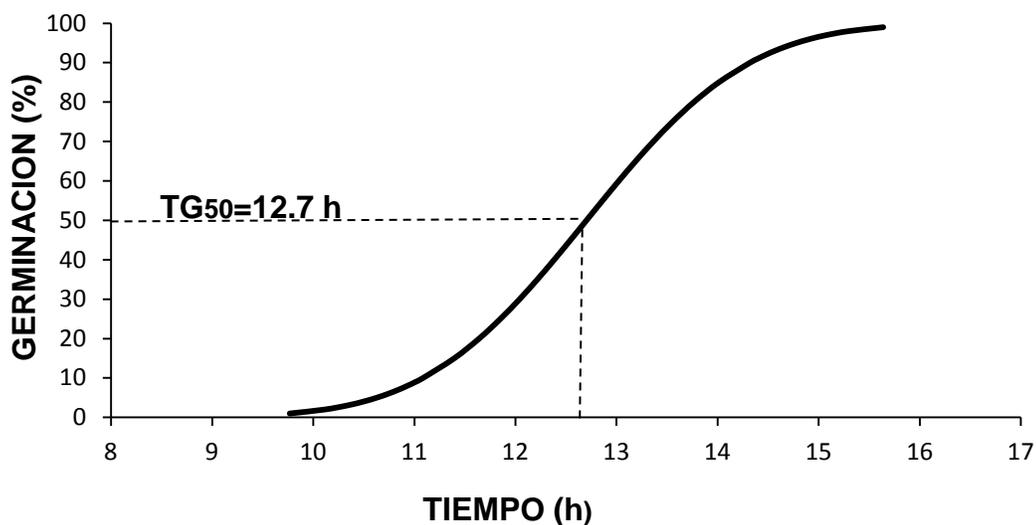
para su desarrollo (Hall, 1981; Drummond *et al.*, 1987; Varela y Morales, 1996; Lacey *et al.*, 2001; Cortez-Madrigal *et al.*, 2003). Por ejemplo, para *B. bassiana* se mencionan requerimientos de al menos 97% de humedad para su esporulación (Inglis *et al.*, 2001). Sin embargo, la respuesta de los hongos entomopatógenos a los factores ambientales dependerá también del aislamiento y región de origen. Así, Palem (2010) registró una amplia variabilidad en la respuesta a la humedad de diferentes aislamientos de *B. bassiana*; a 30 °C el desarrollo y esporulación de varios de los aislamientos fue inhibida con 91% de humedad, mientras que el incremento de la esporulación se logró a 60% de humedad.

Contrario a lo anterior, Godoy *et al.* (2007) registraron esporulación de diversos aislamientos de *B. bassiana* con rangos de humedad del 80%-100%. Sin embargo, la más baja esporulación se registró con el 80% de humedad, mientras que entre 90% y 100% no se registraron diferencias.

El hecho de que la cepa Bb-M de *B. bassiana* aquí evaluada requiera de alta humedad relativa para esporular pudiera verse como una desventaja para su uso en campo; sin embargo, aunque la esporulación puede ser limitada por humedades relativas menores al 90%, la germinación e infección puede ocurrir con menores requerimientos de humedad. Pruebas preliminares desarrolladas por Cortez-Madrigal *et al.* (Datos no publicados) con la cepa Bb-M indican que la infección en larvas de *Galleria mellonella* puede ocurrir con humedades tan bajas como 63%. Por lo tanto, la infección de *B. cockerelli* en campo por la cepa Bb-M del hongo *B. bassiana* puede ser factible, sobre todo si consideramos que el jitomate se cultiva a altas densidades y bajo sistemas de riego, lo que pudiera mantener humedades adecuadas para el desarrollo de la infección del hongo.

## **5.2 Tiempo de germinación de conidios**

El hongo entomopatógeno *B. bassiana* cepa Bb-M inició la germinación conidial a partir de las 8 h y el TG<sub>50</sub> se estimó a las 12.7 h; El 100% se alcanzó aproximadamente a las 18 h (Fig. 9).



**Figura 9. Tiempo de germinación de esporas de *B. bassiana* cepa Bb-M expuesto a 25 °C.**

La velocidad de germinación es una característica de gran importancia en la selección de cepas de hongos entomopatógenos para el desarrollo de micoinsecticidas (Drummond y Heale, 1988; Butt y Goettel, 2000). Diversos estudios han encontrado una estrecha relación entre velocidad de germinación y virulencia de hongos entomopatógenos. Así, Hernández *et al.* (2007) reportaron 80% de germinación de conidios de *M. anisopliae* a las 21 h y los aislamientos con la mayor velocidad de germinación fueron generalmente los más virulentos hacia el salivazo de la caña de azúcar *Aenolamia postica*.

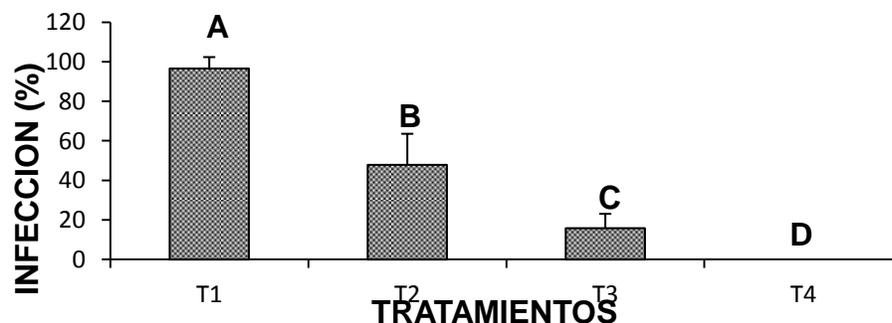
Respecto a *B. bassiana* se ha documentado una amplia variabilidad en la velocidad de germinación (TG<sub>50</sub>). Así, Lazzarini (2006) registró un tiempo inicial de germinación que fluctuó de 4-8 h, mientras que el TG<sub>50</sub> varió de 59.3-102.0 h. Por el contrario Varela y Morales (1996) registraron tiempos de germinación (TG<sub>50</sub>) que variaron de 14-19 h.

De acuerdo con lo anterior, los resultados encontrados en el presente estudio revelan que la cepa de *B. bassiana* evaluada presentó una rápida germinación (12.7 h), lo que es acorde con la alta virulencia de la cepa registrada por Cortez-Madriral (2010) en estudios previos.

El hecho de que un aislamiento presente un corto tiempo de germinación puede favorecer el proceso de infección y eventualmente el escape del entomopatógeno a condiciones ambientales desfavorable, i.e. temperatura, rayos UV, baja humedad relativa. Diversos estudios han documentado la estrecha asociación entre patogenicidad y velocidad de germinación (Cortez-Madriral *et al.*, 2003; Fan *et al.*, 2007; Torres *et al.*, 2013).

### 5.3 Capacidad de machos en la autodiseminación de *B. bassiana*.

El análisis de varianza mostró diferencias significativas ( $p = 0.001$ ) entre tratamientos, donde el tratamiento T1 (1:10, machos infectados: hembras sanas, respectivamente) fue el que mostró la mayor diseminación con  $96.66 \pm 5.77\%$  de insectos infectados, mientras que el de menor diseminación del entomopatógeno fue el tratamiento T3 (1:20 machos infectados: hembras sanas, respectivamente) con  $15 \pm 7.27\%$  (Fig. 10).



**Figura 10. Capacidad de los machos de *B. Cockerelli* en la autodiseminación de *B. bassiana* (machos infectados: hembras sanas) T1=1:10; T2=1:15; T3=1:20; T4=Testigo.**

#### **5.4 Interferencia de machos infectados vs machos sanos en la autodiseminación de *B. bassiana*.**

El análisis de varianza no mostró diferencias significativas ( $p \leq 0.05$ ) entre tratamientos donde el tratamiento 1:1:10 (machos sanos/machos infectados/hembras sanas) mostró una diseminación del  $87.7 \pm 2.5\%$  y el testigo  $96.7 \pm 5.7\%$  (1:10, machos infectado/hembras sanas). Sin embargo, aunque no se detecten diferencias estadísticas, las tendencias sugieren que el incremento de machos sanos en la población pudiera ser una interferencia para la diseminación del entomopatógeno (Fig. 11). Se sabe que la proporción sexual de *B. cockerelli* es de 1:1 (Butler y Trumble, 2012), aspecto que pudiera ser favorable para la infección y liberación del psilido en condiciones de campo ya que la competencia con machos sanos sería mínima.

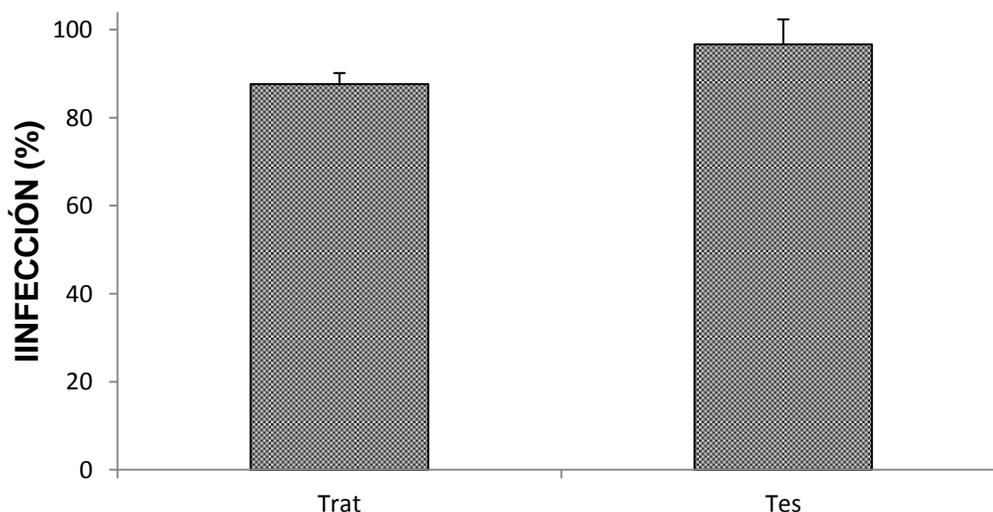


Figura 11. Interferencia de machos infectados Vs machos sanos de *B. cockerelli* en la Autodiseminación de *B. bassiana* (machos sanos: machos infectados: hembras) Trat=1:1:10 (machos: hembras) Testigo= 1:10

### 5.5 Tiempo de transmisión de *B. bassiana* mediante machos de *B. cockerelli*.

El tiempo que tarda en transmitirse el hongo *B. bassiana* mediante machos de *B. cockerelli* hacia la población sana comenzó a partir del 5° día (43%), mientras que el tiempo medio de transmisión ( $TT_{50}$ ) se estimó en 5.8 días (Fig. 12). El 100% de transmisión se obtuvo 10 días después de su exposición. Estos resultados nos señalan que bajo las condiciones de estudio un macho de *B. cockerelli* requiere de alrededor de 6 días para transmitir el hongo a 10 hembras sanas del insecto.

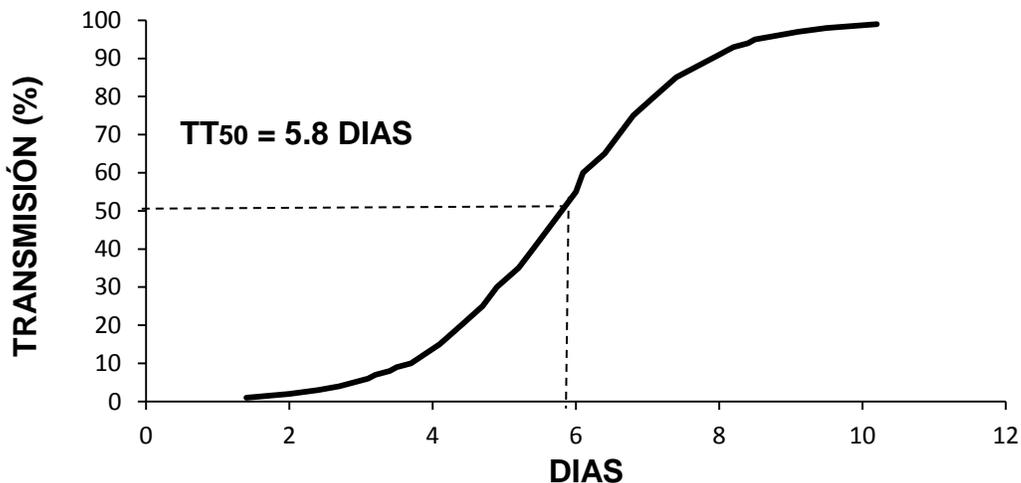


Figura 12. Tiempo estimado de transmisión de *Beauveria bassiana* mediante machos infectados a hembras sanas de *Bactericera cockerelli* en poblaciones controladas de laboratorio.

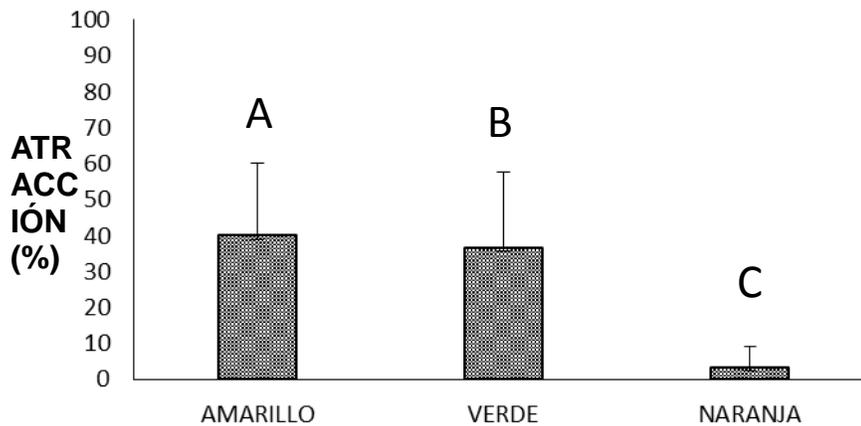
Estos resultados pudieran parecer una desventaja en la diseminación del entomopatógeno por *B. cockerelli*; sin embargo, una de las supuestas ventajas de la técnica de autodiseminación de entomopatógenos, es precisamente que, a diferencia de la técnica de aspersión, la de autodiseminación se puede establecer en campo a bajas poblaciones de la plaga. Dado que los umbrales económicos aun son bajos existe el tiempo para que el insecto pueda auto diseminar el entomopatógeno.

Por otro lado, las condiciones en que se desarrolló el experimente no necesariamente son las que existirían en campo; es decir, el hecho de que un solo individuo haya logrado diseminar el patógeno a otros 10 individuos sugiere un alto potencial para ocasionar epizootias en condiciones de campo, donde ya se ha mencionado que la proporción de hembras/machos del psilido es de 1:1 (Lacey *et al*, 2001).

Aunque las condiciones del experimento fueron en un espacio muy reducido, en condiciones de campo deben considerarse aspectos relacionados con la ecología de las poblaciones de *B. cockerelli*; entre ellas, distribución espacial y temporal, enemigos naturales y comportamiento sexual del insecto. Al respecto, algunos estudios han encontrado que las hembras de *B. cockerelli* emiten olores que atraen a los machos (Guedot *et al.*, 2010); por lo tanto, el contacto entre machos infectados Vs hembras sanas sería más probable y favorecería la diseminación del entomopatógeno. Sin embargo, la autodiseminación del entomopatógeno en condiciones de campo debe ser abordada en estudios futuros.

## **5.6 Atracción de colores**

En el ensayo sobre la tendencia de los insectos a ser atraídos por los diferentes colores, reveló diferencias significativas ( $p \leq 0.05$ ) donde el color amarillo tuvo la mayor atracción del psilido (40%), sin mostrar diferencias con el color verde (36.6), mientras que el color naranja mostró la menor atracción (3.3; Fig. 13).



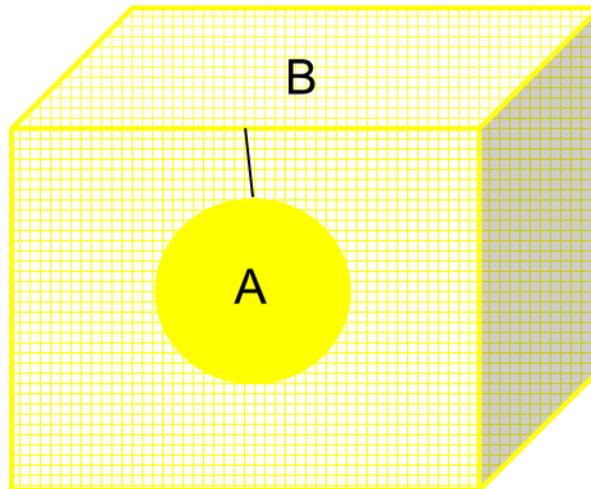
**Figura 13. Colores evaluados en la atracción de adultos del psilido de las solanáceas *B. cockerelli*.**

Al-Jabr *et al.* (2007) registraron que los adultos de *B. cockerelli* muestran preferencia por los colores naranja-neón, verde-neón y amarillo, sin registrar diferencias significativas entre dichos colores. A diferencia, los resultados encontrados en el presente estudio muestran que el color naranja-neón fue el menos atractivo de los tres colores evaluados. Es conocido que diversos colores son atractivos para algunas especies de insectos; por ejemplo, el amarillo es uno de los colores más atractivos para los áfidos (Taylor y Palmer, 1972). El utilizar trampas de color amarillo cebadas con hongos entomopatógenos, además de la atracción que ejerce sobre *B. cockerelli*, pudiera también tener efecto sobre otros insectos de importancia económica para el cultivo del jitomate, tales como los áfidos (Hem: Aphididae) y especies de mosca blanca (Hem: Aleyrodidae) (Garzón *et al.*, 1992; Peña, 1992; Esquinas-Alcázar y Nuez., 1995).

### **5.7 Diseño y evaluación de dispositivo para autodiseminación del entomopatógeno**

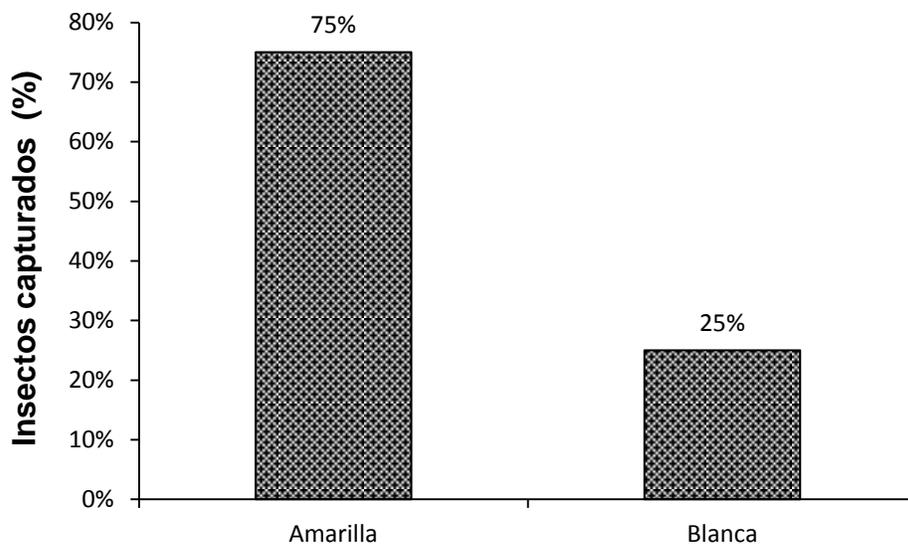
El dispositivo consistió de una jaula de 15 cm x 15 cm de alambre galvanizado cubierta con la malla de yute de color amarillo previamente evaluada; dentro del

cubo se colocó una esfera de unicel (70 mm dm) forrada con un papel de color amarillo. Tanto el color de la malla como el de la esfera tienen la función de atraer al insecto. La malla de yute se impregna con esporas del hongo para que al pasar el insecto hacia dentro y hacia afuera se impregne del hongo y pueda autodiseminarlo. Dado que en campo los rayos ultravioleta son un factor detrimental de los hongos entomopatógenos (Inglis *et al.*, 2001), el dispositivo llevaría un protector contra los rayos UV y las lluvias (Fig. 14).



**Figura 14.** Diseño del dispositivo con potencial para utilizarse en la autodiseminación del hongo *B. bassiana* por adultos del psilido *B. cockerelli* en condicione de campo. A) Esfera atractiva de color amarillo; B) Jaula forrada de yute con abertura de 2 x 3 mm de color amarillo impregnada con esporas del hongo.

Aunque en el presente estudio solo se estableció una repetición, los resultados indican que el dispositivo diseñado pudiera ser de utilidad en la autodiseminación de hongos entomopatógenos. Del total de insectos liberados, el 75% fue atraído por la esfera de color amarillo, mientras que la esfera blanca solo capturó el 25% (Fig. 15). Sin embargo, el hecho de que el 100% de los insectos haya atravesado la malla sugiere altas probabilidades de que los insectos puedan ser infectados por el hongo impregnado en la malla y posteriormente autodiseminarlo a sus congéneres.



**Figura 15. Efectividad del dispositivo en la atracción de adultos de *B. cockerelli*.**

Diversos estudios han sido realizados sobre autodiseminación de hongos entomopatógenos en plagas de insectos; entre ellos, la palomilla dorso de diamante *Plutella xylostella* (Lep: Yponomeutidae) (Shah y Pell, 2003), la mosca del mediterráneo *Ceratitis capitata* (Moya, 2003), adultos de gallina ciega *Phyllophaga* sp. (Vázquez, 2000, citado por Pardo-Locarno *et al.*, 2007) y la mosca tse-tse *Glossina morsitans* en Africa (Kaaya y Okech, 1990).

En un estudio sobre la autodiseminación de *M. anisopliae* por conducta sexual en el mosquito vector de la malaria *Anopheles gambiae* en África, los resultados demostraron que la sobrevivencia del insecto pudo ser reducida en un alto porcentaje a los siete días después de la exposición al hongo (Scholte *et al.*, 2007).

Para México son escasos los estudios sobre autodiseminación. Así, García *et al* (2011) reportaron que la cepa HM5 de *M. anisopliae* fue diseminada por conducta copulatoria de machos a hembras de *Aedes aegypti* con una alta tasa de infección (90%)

Sobre *B. cockerelli* solo un trabajo ha sido registrado (Suárez, 2013), por lo que el presente estudio complementa información previa sobre el potencial del uso de la técnica de autodiseminación de entomopatógenos para el manejo del psilido de las solanáceas. El estudio demuestra que *B. cockerelli* fue capaz de diseminar eficientemente el hongo *B. bassiana* en condiciones de laboratorio y aporta importantes elementos para el diseño de un dispositivo para la autodiseminación del entomopatógeno en campo. Pero además dos estrategias pueden ser vislumbradas: una mediante la utilización de dispositivos cebados con el hongo; y la otra, mediante la infección de insectos adultos, ya sea de individuos colectados en campo o mediante su cría en laboratorio. No obstante, lo aquí presentado son las bases para estudios posteriores en condiciones de campo.

## 6. CONCLUSIONES

El tiempo de germinación medio ( $TG_{50}$ ) estimado para el hongo *Beauveria bassiana* cepa Bb-M fue de 12.7 h, mientras que la humedad requerida esporular sobre adultos de *Bactericera cockerelli* fue alta (>90%).

Los machos de *B. cockerelli* infectados con *B. bassiana* pudieron diseminar eficientemente el entomopatógeno a hembras sanas, lo que estuvo en función de la proporción machos/hembras; la mejor proporción fue 1:10.

La interferencia de machos sanos con machos infectados en la transmisión del entomopatógeno solo mostró tendencias de una menor diseminación del hongo en hembras con un macho sano más uno infectado ( $87.7 \pm 2.5\%$ ) que donde solo ocurrió el macho infectado ( $96.7 \pm 5.7\%$ ).

El tiempo estimado en que machos de *B. cockerelli* transmiten el entomopatógeno al 50% de las hembras ( $TT_{r50}$ ) fue de 5.8 (5.0-6.5) días.

El dispositivo evaluado logró atraer y contaminar altos porcentajes de adultos de *B. cockerelli* con el hongo *B. bassiana*.

El hongo *B. bassiana* cepa Bb-M tiene un alto potencial para ser utilizado en el manejo del psilido de las solanáceas *B. cockerelli* mediante dos estrategias de autodiseminación: inoculación y liberación de machos vivos y, mediante el uso de dispositivos atractivos para el psilido.

## 7. LITERATURA CITADA

- Abdullah, N. M. M. 2008. Life history of the potato psyllid *Bactericera cockerelli* (Homoptera: Psyllidae) in controlled environment agriculture in Arizona. African Journal of Agricultural Research 3:60-67.
- Akobundu, I. A. 1987. Weed control strategies for multiple cropping systems of the humid and subhumid tropics. Pp 80-98. En: Akobundu, I.A. (Ed.) Weeds and Their Control in the Humid and Subhumid Tropics. Proceedings Series No. 3. International Institute of Tropical Agriculture, Ibadan. 421 p.
- Agrios, G. N. 2005. Plant Pathology. 5a Ed. Academic Press .USA. 922 p.
- Alba, J. M.; Montserrat, M.; Fernández-Muñoz, R. 2009. Resistance to the two-spotted spider mite (*Tetranychus urticae*) by acylsucroses of wild tomato (*Solanum pimpinellifolium*) trichomes studied in a recombinant inbreeds line population. Experimental and Applied Acarology 47: 35-47.
- Al-Jabr, A. M. 1999. Integrated pest management of tomato/potato psyllid, *Paratrioza cockerelli* (Sulc) (Homoptera: Psyllidae) with emphasis on its importance in greenhouse grown tomatoes. Ph. D. Thesis. Colorado State University, Fort Collins, Colorado, USA. 62 p.
- Al-Jabr, A. M. y W. S. Cranshaw. 2007. Trapping tomato psyllid, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Psyllidae), in greenhouses. Southwestern Entomologist 32:25-30.
- Almeyda, L. I. H.; Sánchez, J. A. y Garzón T., J. A. 2008. Vectores causante de punta morada de la papa en Coahuila y Nuevo León, México. Agricultura Técnica en México 34: 141-150.
- Batta, Y. 2003. Production and testing of novel formulations of the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae* (Mets chink off) Sorokin (Deuteromycotina: Hyphomycetes). Crop Protection 22(2):415-422.
- Bateman, R. 1997. The development of a mycoinsecticide for the control of locust and grasshoppers. Outlook on Agriculture 26:13-18.

- Bateman R. y Chapple, A. 2001. The spray application of mycopesticide formulations. Pp. 289-309. En: Butt T.M.; Jackson, W. y Magan, N. (Eds). *Fungi as Biocontrol Agents Progress, Problems and Potential*. CABI Publishing. London, UK. 390 p.
- Becerra–Flora, A. 1986. Biología de *Paratrioza cockerelli* (Sulc) y su relación con la enfermedad permanente del tomate en el Bajío. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma de Querétaro, México. Facultad de Química. 55 p.
- Bellows, T. S. y Fisher, T. W. 1999. *Handbook of Biological Control: Principles and Application*. Academic Press, San Diego, CA. 1046 p.
- Bewley, J. y Black, M. 1982. *Physiology and biochemistry of seeds. Volume II*. Springer-Verlag, Berlin, Germany. 315 p.
- Butt, T. M. y Goettel, M. S. 2000. Bioassays of entomogenous fungi. Pp. 141-195. En: Navon, A. y Ascher, K. R. S. (Eds), *Bioassays of entomopathogenic microbes and nematodes*. CABI Publishing, Wallingford UK.
- Bujanos, M. R.; Rodríguez J. C.; Byerly C. F.; Hoy C. W.; y Díaz O. 2003. Dilución de insecticidas y reducción de toxicidad sobre larvas de dorso de diamante (*Plutella xylostella* L.) (Lepidoptera: Plutellidae). *Agricultura Técnica México*. 29: 169-178.
- Bujanos, M. R.; Garzón T.J. A. y Marín J. A. 2005. Manejo integrado del pulgón saltador *Bactericera* (= *Paratrioza*) *cockerelli* (Sulc.) (Hemiptera: Triozidae) en los cultivos de solanáceas en México. Pp. 93-99. En: Segunda convención mundial del chile. INIFAP, Campo Experimental Bajío, Celaya, Guanajuato, México.
- Butler, C. D. y Trumble, J.T. 2012. The potato psyllid, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae): life history, relationship to plant diseases, and management strategies. *Terrestrial Arthropod Reviews* 5:87–111.
- Cáceres, E. 1984. *Producción de Hortalizas*. IICA, San José, Costa Rica. 387 p.
- Cañedo, V. y Ames, T. 2004. *Manual de laboratorio para manejo de hongos entomopatógenos*. Centro Internacional de la Papa. Lima, Perú. 62 p.
- Castaños, C. M. 1993. *Horticultura, manejo simplificado*. 1ra. Ed. Universidad Autónoma Chapingo. México. 527 p.

- Casteel, C. L.; Walling, L. L. y Paine, T. D. 2006. Behavior and biology of tomato psyllid, *Bactericera cockerelli* in response to the Mi-1.2 gene. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 121:67-72.
- Charnley, A. K. y Collins, S. A. 2007. Entomopathogenic fungi and their role in pest control. Pp. 159–187. En: Kubicek, C.P. y Druzhinina, I.S. (Eds). *Environmental and Microbial Relationship. The Mycota IV*. Springer–Verlag Belin Heidelberg.
- Cranshaw, W. S. 1994. The potato (tomato) psyllid, *Paratrioza cockerelli* (Sulc.) as a pest of potatoes). En: *Advances in Potato Pest Biology and Management*, Szender, G. W.; Powelson L. M.; Jansson R. K., y Raman K. V. (Eds). The American Phytopathological Society. St. Paul, MN. p. 83-94
- Commonwealth Mycological Institute. 1979. CMI Descriptions of pathogenic fungi and bacteria. N° 602: *Beauveria bassiana*.
- Cortez-Madrugal, H.; Alatorre-Rosas, R., Mora-Aguilera, G.; Bravo-Mojica, H.; Ortiz-Garcia, C. F. y Aceves-Navarro, L. A. 2003. Characterization of multispore and monospore isolates of *Lecanicillium* (= *Verticillium*) *lecanii* for the management of *Toxoptera aurantii* in cocoa. *Biocontrol* 48: 321-334.
- Cortez-Madrugal, H. 2006. Efecto de Coadyuvantes en *Lecanicillium lecanii* (Zimm.) Zare y Gams y su Virulencia hacia *Toxoptera aurantii* Boyer. *Revista Mexicana de Fitopatología* 24(1): 59-64.
- Cortez-Madrugal, H. 2010. Evaluación de aislamientos de hongos entomopatógenos y su virulencia hacia *Bactericera cockerelli*, según su origen. *Fitopatología Colombiana* 34(1):17-22.
- Crosslin, J. M. y Munyaneza, J. E. 2009. Evidence that the zebra chip disease and the putative causal agent can be maintained in potatoes by grafting and *in vitro*. *Am. J. Pot. Res.* 86:183-187.
- Daoust, R.A.; Ward, M.G.; Roberts, D.W. 1982. Effect of formulation on the virulence of *Metarhizium anisopliae* conidia against mosquito larvae. *Journal of Invertebrate Pathology* 40:228- 236.

- Dorais, M.; Ehret, D.L. y Papadopoulos, A. P. 2008. Tomato (*Solanum lycopersicum*) health components: from the seed to the consumer. *Phytochemistry Review* 7, 231–250. ISSN: 1572-980X.
- Drummond, J. y Heale, J. B. 1988. Genetic studies on the inheritance of pathogenicity in *Verticillium lecanii* against *Trialeurodes vaporariorum*. *Journal of Invertebrate Pathology* 52:57-65.
- Drummond, J.; Heale, J. B. y Gillespie, A.T. 1987. Germination and effect of reduced humidity on expression of pathogenicity in *Verticillium lecanii* against the glasshouse whitefly *Trialeurodes vaporariorum*. *Annals of Applied Biology* 111:193-201.
- Esquinas-Alcázar, J.T. y Nuez V., F. 1995. Situación taxonómica, domesticación y difusión del tomate. Pp.15-42. En: Nuez, V.F. (Ed). *El cultivo del tomate*. Ediciones Mundi-Prensa, España.
- Fan, Y.; Fang, W.; S. Guo; Pei, X.; Zhang, Y.; Xiao, Y.; Li, D.; Jin, K.; Bidochka, M. J. y Pei, Y. 2007. Increased Insect virulence in *Beauveria bassiana* strains overexpressing an engineered chitinase. *Appl. Environ. Microbiol.* 73: 295-302.
- FAOSTAT. 2012 Consumo. <http://faostat.fao.org/site/345/default.aspx> (consultado el 21 de Abril de 2014).
- Ferguson, G.E.; Banks, H. y Frazer, J. 2001. Potato psyllid. A new pest in greenhouse tomatoes and peppers. <http://www.ipm.ucdavis.edu./rg0730081.1.html> (consultado el 15 de Junio 2014).
- Furlong, M. J.; Pell J. K.; Pek C.O. y Rahma S. A. 1995. Field and laboratory evaluation of a sex pheromone trap for the autodissemination of the fungal entomopathogen *Zoopthora radicans* (Entomophthorales) by the diamondback moth, *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Yponomeutidae). *Bulletin of Entomological Research.* 85:331-337.
- García M., A. M.; Garza H., J.A.; Rebollar T., E.A.; Rodríguez P., M.A.; Reyes V., F. 2011. Transmission of *Beauveria bassiana* from male to female *Aedes aegypti* mosquitoes. *Parasites & Vectors* 4:24.
- Garzón T., J.A.; Becerra F., A.; Marín J., A.; Mejía, C. y Byerly M., K. F. 1992. Manejo integrado de la enfermedad “permanente” del tomate *Lycopersicon*

- lycopersicum* (L.) Karst, en el Bajío. Pp. 116-129. En: Urías, M., C.; Rodríguez M., R y Alejandre A., T. (Eds). Afidos vectores de virus en México. Contribución a la ecología y control de áfidos en México. Vol. I. C.P. Centro de Fitopatología, Colegio de Postgraduados, Chapingo, Méx.
- Garzón-Tiznado, J. A. 2003. El pulgón Saltador o la Paratrioza, una amenaza para la horticultura de Sinaloa. Pp. 9–12. En: Memoria del Taller sobre *Paratrioza cockerelli* Sulc. como plaga y vector de fitoplasmas en hortalizas. Culiacán, Sinaloa. México.
- Garzón-Tiznado, J. A.; Garzón-Ceballos, J. A.; Velarde- Felix, S.; Marín-Jarillo, A. y Cárdenas-Valenzuela, O. G. 2005. Ensayos de transmisión del fitoplasmas asociado al “permanente del tomate” por el psilido *Bactericera cockerelli* Sulc en México. Entomología Mexicana 4:672-675.
- Garzón-Tiznado J. A.; Cárdenas-Valenzuela, O. G.; Bujanos-Muñiz, R.; MarínJarillo, A.; Becerra-Flora, A.; Velarde-Felix S.; Reyes-Moreno, C.; GonzálezChavira, M. y Martínez-Carrillo, J.L. 2009. Asociación de Hemiptera: Triozidae con la enfermedad “permanente del tomate” en México. Agricultura Técnica en México, 35(1):58-69.
- Gaugler, R.; Suman, D. y Wang, Y. 2012. An autodissemination station for the transfer of an insect growth regulator to mosquito ovoposition sites. Medical and Veterinary Entomology 26: 37-45.
- Godoy J., C.; Valera R., E.; Guédez C.; Cañizalez L., M. y Castillo, C. 2007. Determinación de temperatura y humedad óptima para la germinación y esporulación de cinco aislamientos de *Beauveria bassiana*. Revista de la Facultad de Agronomía 24:415-425.
- Goettel, M.S.; Inglis, G. D. 1997. Fungi: Hyphomycetes. Pp.213-248. En: Lacey, L.A. (Ed). Manual of Techniques in Insect Pathology. Academic Press, London.
- Gómez, D. N. S.; Lomelí, F. J.;Rodriguez, L.E. y Torres,R.A. 2012. In: Memoria del XXXV Congreso Nacional de control biologico,Puebla,Mexico pp.198-201.
- Guedot, C.; Horton, D. R. y Landolt, P. J. 2010. Sex attraction in *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Psyllidae). Environmental Entomology 39:1302-1308.

- Hall, R.A., 1981. The fungus *Verticillium lecanii* as a microbial insecticide against aphids and scales. In Burges H.D. (ed.) Microbial control of pests and plants disease (New York: Academic Press), pp. 483-498.
- Humber, R. A. 1990. "Systematic and taxonomic approaches to entomophthorean species". Pp. 133-137. En: Pinnock, D. E. (Ed) Vth International Colloquium on Invertebrate Pathology and Microbial Control, Adelaide, Australia.
- Inglis, G. D. ; Goettel, M. S. ; Butt, T. M. y Strasser, H. 2001. Use of hyphomycetous fungi for managing insect pests. Pp. 23-69. En: Butt, T.M.; Jackson, C. y Magan, N. (Eds). Fungi as biocontrol agents. CABI. International. Bristol, UK.
- INEGI. 2009. El Sector Alimentario en México. Instituto Nacional de Estadística Geografía e Informática; con datos del Sistema de Información Agropecuaria de Consulta SIACON, 1980-2008. México, D.F.
- Kaaya, G. P. y Okech, M. A.1990. Horizontal transmission of mycotyc infections in adult tsetse, *Glossina morsitans*. Entomophaga 35:589-600.
- Koch, W. y Kunisch, M. 1989. Principles of Weed-management. *Plits.V. 7* (2).UniversitatHohenheim, Stuttgart. Josef Margraf, Weikersheim.85 p.
- Kogan, M. 1990. La resistencia de la planta en el manejo de plagas, *In: Introducción al manejo integrado de plagas*, Metcalf, R.L. & Luckman, W.H., Limusa Noriega, México, D.F. pp.123- 172.
- Lacey, L. A.; Kaya, H. K. y Vail, P. 2001. Insect pathogens as biological control agents: Do they have a future? Biol. Control 21: 230-248.
- Lazzarini, G. M. J.; Rocha, L. F. N. y Luz, C. 2006. Impact of moisture on *in vitro* germination of *Metarhizium anisopliae* and *Beauveria bassiana* and their activity on *Triatoma infestans*. Mycological research 110 (4): 485-492.
- Liu, D. y Trumble, J. T. 2004. Tomato psyllid behavioral responses to tomato plant lines and interactions of plant lines with insecticides. Journal of Economic Entomology 97:1078-1085.
- Liu, D. y Trumble, J.T. 2005. Interactions of plant resistance and insecticides on the development and survival of *Bactericera cockerelli* (Sulc.) (Homoptera: Psyllidae). Crop Protection 24:111-117.

- Lomelí, F. J. y Bueno, R. 2002. Nuevo registro de *Tamarixia triozae* (Burks) parasitoide del psílido del tomate *Paratrioza cockerelli* (Sulc) (Homoptera: Psyllidae) en México. *Folia Entomol. Mex.* 41:375-376.
- MacGregor, L. R. y Gutiérrez, F. O. 1983. Guía de insectos nocivos para la agricultura en México. Ed. Alhambra Mexicana. México. 166 p.
- Marín-Jarillo, A.; Garzón-Tiznado, J. A.; Becerra-Flora, A.; Mejía-Ávila, C.; Bujanos-Muñiz, R. y Byerly-Murphuy, K. F. 1995. Ciclo biológico y morfología del "salerillo" *Paratrioza cockerelli* Sulc. (Homoptera–Psyllidae), vector de la enfermedad permanente del jitomate en el Bajío. CATIE, Turrialba, Costa Rica. *Manejo Integrado de Plagas* 38: 25–32.
- Marín, J. A. 2002. Características morfológicas y aspectos biológicos del psílido del tomate *Bactericera cockerelli* (Sulc) (= *Paratrioza cockerelli*). Pp. 47-55. En: Memoria del Taller sobre *Paratrioza cockerelli* (Sulc), como plaga y vector de fitoplasmas en hortalizas. Culiacán, Sinaloa. México.
- Marín Jarillo, A.; Bujanos Muñiz, R. y Delgadillo Sánchez, F. 2009. Psiloideos y cicadélidos en el cultivo de la papa en el Bajío, Guanajuato, México. *Agricultura Técnica en México* 35:117-123.
- Moya, P. 2003. Hongos patógenos en la lucha contra *Ceratitis capitata*. Pp. 24-30. Memorias de la XX Feria Agrícola del Mediterráneo. Murcia, España.
- Munyaneza, J. E.; Crosslin, J. M. y Upton, J. E. 2007. Association of *Bactericera cockerelli* (Homoptera: Psyllidae) with "zebra chip", a new potato disease in Southwestern United State and Mexico. *J. Econ. Entomol.* 100(3):656-663.
- Palem, P. P. 2010. Impact of different relative humidities on in vitro growth and sporulation of entomopathogenic fungal isolates of *Beauveria* species. *International Journal of Pharmaceutical & Biological Archive* 1(4):355-359.
- Pardo–Locarno, L. C. y Montoya L., J. 2007. Ciclo de vida, importancia agrícola y manejo integrado de la chisa rizófaga *Phyllophaga menetriesi* Blanchard (Coleoptera: Melolonthidae), en Cauca y Quindío, Colombia. *Acta Agronómica* (56): 4:195-202.
- Pell, J. K.; Macaulay, E. D. M. y Wilding, N. 1993. A pheromone trap for dispersal of the fungal pathogen *Zoophthora radicans* Brefeld (Zygomycetes:

- Entomophthorales) amongst populations of the diamondback moth *Plutella xylostella* L. (Lepidoptera: Yponomeutidae). *Biocontrol Science Technology*. 3:315-320.
- Pell, J. K.; J. Eilenberg, A. E.; Hajeky, S. D. C. 2001. Biology, ecology and pestmanagement potential of Entomophthorales. Pp. 71-153. En: Butt, T. M.; Jackson, C. y Magan, N. (Eds). *Fungi as biocontrol agents: progress, problems and potential*. CABI. International Wallingford. U.S.A.
- Peña, M. R. 1992. Biología de áfidos y su relación con la transmisión de virus. Pp. 11-35. En: Urías, M.C.; Rodríguez, M. R. y Alejandre, A. T. (Eds). *Áfidos vectores de virus en México. Contribución a la ecología y control de áfidos en México*. Vol. I. Colegio de Postgraduados, Centro de Fitopatología. Montecillo, Méx.
- Peralta, I. E. y Spooner, D. M. 2000. Classification of wild tomatoes: a review. *Kurtziana* 28:45-54.
- Pérez, M.; Marquez S., F. y Peña L., A. 1997. Mejoramiento genético de hortalizas. Universidad Autonoma Chapingo. Chapingo, Mexico. 380 p.
- Picken, A. J. F.; Stewart, K. y Klapwiczj, K. 1986. Germination and Vegetative Development. Pp. 167-200. En: Atherton, J. G. y Rudich, J. (Eds). *The Tomato Crop*. Chapman And Hall, London.
- Pimentel, D. y Edwards, C. A. 1982. Pesticides and ecosystems. *Bioscience* 32: 595-600.
- Pucheta, M.; Flores, A.; Rodriguez, S.; De la Torre, M. 2006. Mecanismo de acción de los hongos entomopatógenos. *Interciencia* 31:12-15.
- Ramanatha, R. V. y Hodgkin, T. 2002. Genetic diversity and conservation and utilization of plant genetic resources. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture* 68:119.
- Ramírez G., M.; Santamaria C., E.; Méndez R., J. S.; Rios F., J. L.; Hernandez S., J. R. y Pedro M., J. G. 2008. Evaluación de insecticidas alternativas para el control de paratrioza (*Bactericera cockerelli*) en el cultivo de chile jalapeño (*Capsicum annum* L.). *Revista Chapingo* 76:47-56.

- Rechcigl, E. J. y Rechcigl, A. N. 2000. Biological and biotechnological control of insects pests. Lewis Publishers. Boca Raton. Florida. 374 p.
- Rick, C. M. y Holle, M. 1990. Andean *Lycopersicon esculentum* var. *cerasiforme*. Genetic variation and its evolutionary significance. *Economy Botany* 44:69-78.
- SAS institute. 1997. SAS/STAT User's Guide. Release 6.3. Cary, North Carolina 1028 p.
- Samson, R. A.; Evans, H. C. y Latgé J. P. 1988. Atlas of entomopathogenic Fungi. Springer-Verlag, Berlin, Herdelberg. New York. 1-187.
- Seefoó L., J. L. 2005. La Calidad es Nuestra, la Intoxicación... ¡de Usted! El Colegio de Michoacán. Zamora, Michoacán, México. 348 p.
- Shah, P. A. y Pell, J. K. 2003. Entomopathogenic fungi as biological control agents. *Applied Microbiology and Biotechnology* 61:413-423.
- Scholte E. J.; Knols, B. G. L.; Samson, R. A. y Takken, W. 2004. Entomopathogenic fungi for mosquito control: a review. *Journal Insect Science* 4:19.
- Smaggehe,.; Mommaerts, V.; Hokkanen, H. y Menzler-Hokkanen, I. 2012. Multitrophic interactions: The entomovector technology. Pp. 127-157. En: Smaggehe, G. y Diaz, I. (Eds). *Arthropod-plant interactions: novel insights and approach for IPM*. Springer. N.Y.
- Smith, R. F. y Van den Bosch, R. 1967. Integrated control. Pp. 295-340. En: Kilgore, W. W. y Douth, R. L. (Eds). *Pest control-biological, physical, and selected chemical methods*. Academic Press, Nueva York.
- Suárez-Núñez, J. 2013. Transmisión horizontal de *Beauveria bassiana* en poblaciones controladas de *Bactericera cockerelli* Sulc. Tesis de Licenciatura. Universidad De La Ciénega Del Estado De Michoacán De Ocampo. Sahuayo, Mich., México. 52 p.
- Tanada, Y. Kaya, H. K. 1993. *Insect pathology*. Academic Press. San Diego, California. 666 p.
- Tapias, S. I. y Dussán, J. 2000. Evaluación del grado de seguridad del hongo *Beauveria bassiana* utilizado para el control biológico de insectos plaga. *Actual. Biol.* 22 (72): 17-24.

- Taylor, L. R. y Palmer, J. M. P. 1972. Aerial sampling. Pp. 188-230. En: Van Emdem, H. F. (Ed). Aphid technology. Academic Press. London.
- Torres de la C., M.; Cortez M., H; Ortiz G., C. F.; Cappello G., S. y De la Cruz P. A. 2013. Caracterización de aislamientos nativos de *Metarhizium anisopliae* y su patogenicidad hacia *Aeneolamia postica*, en Tabasco, México. Rev. Colombiana Entomol. 39:40-46.
- Van Lenteren, J. C. 2005. Internet Book of Biological Control. Disponible en: [www.IOBC-Global.org](http://www.IOBC-Global.org). Fecha última revisión: [10 Agosto 2014 ].
- Van der Geest, L. P. S.; Elliot, S. L.; Breeuwer, J. A. J. y Beerling, E. A. M. 2000. Disease of mites. Experimental and Applied Acarology 24:497-560.
- Viñuela E. y Jacas, J. 1993. Los efectos de los plaguicidas sobre los organismos benéficos en la agricultura. Parte 2: Fungicidas. Phytoma 51:45-52.
- Varela, A., y Morales, E. 1996. Characterization of some *Beauveria bassiana* Isolates and their virulence toward the Coffee Berry Borer *Hypothenemus hampei*. J. Invertebrate Pathology 67:147-152.
- Vega, F. E.; Downd, P. F.; Lacey, A. L.; Pell, J. K. 2000. Dissemination of beneficial microbial agents by insects. Pp.153-177. En: Lacey, L. A. y Kaya, H. K.(Eds). Field manual of techniques in invertebrate pathology. Academic Publishers. Netherlands.
- Vega, F. E.; Goettel, M. S.; Blackwelle, M.; Chandlerd, D.; Jacksone, M. A.; Kellerf, S.; Koikeg, M.; Manianiah, N. K.; Monzóni, A.; Ownleyj, B. H. 2009. Fungal entomopathogens: new insights on their ecology. Fungal Ecology 2(4):149-159.
- Vega-Gutierrez, Marco T.; Rodriguez–Maciel, C.; Díaz–Gómez, O.; Bujanos–Muñiz, R.; Mota–Sánchez, D.; Martínez–Carrillo, J. L.; Lagunes–Tejeda, Ángel; Garzón–Tiznado, José A. 2008. Susceptibilidad a insecticidas en dos poblaciones mexicanas del salerillo, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae). Agrociencia. 463-471.
- Velasco, S. J. L. y Arevalo, Z. J. 2009. Paratrioza (*Bactericera cockerelli* Sulc). Pp. 267-282. En: Castellanos, J. Z. (Ed). Manual de producción de tomate en invernadero. Intagri. Mexico.

Velázquez-Rodríguez, Y. B.; Morales-Alonso, S. I.; Pineda-Guillermo, S.; Mena-Mociño, L. V.; Chavarrieta-Yañez, J. M.; Martínez-Castillo A. M. 2014. Depredación de la chinche *Engytatus* sp. (Hemiptera: Miridae) sobre huevos y ninfas de *Bactericera cockerelli* Sulc (Hemiptera: Triozidae). *Entomología Mexicana* 13(1): 208-213.