

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO**

**DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA**



**EFFECTIVIDAD BIOLÓGICA DE ENTOMOPATÓGENOS PARA EL
CONTROL DE PULGÓN SALTADOR *Bactericera cockerelli*
(Sulc.) EN EL CULTIVO DE CHILE.**

Por:

ANDRES BRIONES MONTES

T E S I S

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

Saltillo, Coahuila, México

Marzo de 2011

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRC

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA

EFFECTIVIDAD BIOLÓGICA DE ENTOMOPATÓGENOS PARA EL CONTROL
DE PULGÓN SALTADOR *Bactericera cockerelli* (Sulz.) EN EL CULTIVO DE
CHILE

Por:

ANDRES BRIONES MONTES

T E S I S

Que someto a consideración del H. jurado examinador como requisito
parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

Aprobada Por:



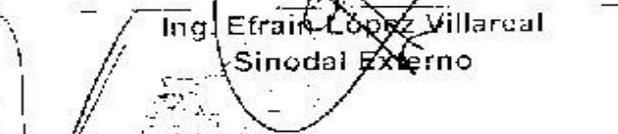
Dr. Ernesto Cerna Chávez
Presidente del jurado



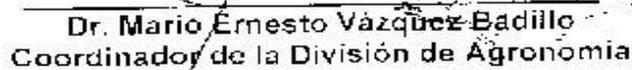
Dr. Jerónimo Landeros Flores
Sinodal



M.C. Rebeca González Villegas
Sinodal



Ing. Efraim López Villareal
Sinodal Externo



Dr. Mario Ernesto Vázquez Badillo
Coordinador de la División de Agronomía

Saltillo, Coahuila, México

Marzo de 2011

AGRADECIMIENTOS

A **Dios**, por haberme prestado la vida, por todas las bendiciones que he recibido, por haberme llenado de amor, por mi familia y por darme la oportunidad de concluir con mis estudios de Licenciatura.

A la **Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro**, por haberme abierto las puertas para poder realizarme como profesionista y como persona.

Al Dr. **Ernesto Cerna Chávez** por la amistad brindada, así como por sus conocimientos transmitidos y por la oportunidad que me ha dado de trabajar con él, y por todos los comentarios para enriquecer mi trabajo.

Al Dr. **Jerónimo Landeros Flores** por el apoyo y asesoría brindada para la realización de esta investigación.

Al Ing. **Efraín López Villareal** por la oportunidad y las facilidades que me ha dado para poder llevar a cabo la investigación, así como por sus comentarios y consejos.

Al M.C. **Rebeca González Villegas** por su participación en esta investigación y por su disposición para la revisión y elaboración del proyecto, al igual que por su amistad.

A todos mis profesores del **Departamento de Parasitología Agrícola** por haberme compartido sus conocimientos y por la amistad que me han brindado.

A mis **compañeros de Generación** por todos aquellos momentos que hemos vivido durante estos años, por haberme escuchado por ser más que mis amigos en los momentos difíciles.

DEDICATORIA

Este trabajo está dedicado especialmente a las personas que les debo la vida y todos mis logros:

Sofía Montes Aquino

Carmelo Briones Caballero

Mamá: Por tus consejos, tu amor, desvelos, constancia, ya que siempre has estado conmigo apoyándome en cada etapa de mi vida, eres mí guía en momentos difíciles, me das la fuerza y la sabiduría necesaria de tus palabras para ser una persona de bien y lograr todas mis metas, es por eso que te dedico este trabajo que es para mí, el éxito de tus enseñanzas y tus consejos.

Papá: A ti te dedico este trabajo, por ser mi mejor amigo, por tu ejemplo de valentía para enfrentar situaciones adversas, por tu esmero de verme como un profesionalista, por el gran apoyo que me brindas día con día, tus sabios consejos, que cada día forjan en mi un ser humano más racional y sencillo ante la sociedad. Aquí tienes el fruto del sacrificio que has hecho por mí.

A mis hermanos *Eduardo, Rosalba y Maricarmen* por todo el apoyo que me han brindado, por siempre estar pendientes de mi, y por cada momento que compartimos juntos, los quiero.

A mis sobrinos *Jonathan, Itzel, Eder y Uriel* que con su inocencia me han hecho pasar momentos muy alegres, gracias por ser los niños que son hasta ahora.

**Un agradecimiento especial a la empresa Biorganix Mexicana
S. A. de C. V. por al apoyo incondicional recibido para la
realización del presenta trabajo ya que sin ellos no hubiera
podido realizarse.**

ÍNDICE DE CONTENIDO

	Pag
AGRADECIMIENTOS	i
DEDICATORIA	ii
INDICE DE CONTENIDO	vi
INDICE DE FIGURAS	viii
INDICE DE CUADROS	ix
RESUMEN	viii
INTRODUCCIÓN	1
REVISIÓN DE LITERATURA	3
Importancia económica del cultivo de chile (<i>Capsicum annum</i>)	3
Principales zonas productoras	3
Exportaciones	4
Problemas fitosanitarios	5
Enfermedades	5
Plagas	6
Psilido del tomate o pulgón saltador (<i>Bactericera cockerelli</i> S)... ..	7
Origen.....	7
Importancia Económica	7
Descripción morfológica	8
Ciclo de Vida	10
Ubicación taxonómica	12
Biología y hábitos	11
Hospederos	12
Distribución Geográfica	14
Daños y pérdidas	14
Estrategias de Control de <i>Bactericera cockerelli</i> (Sulc)	15
Técnicas de Monitoreo	15
Control cultural	16
Control legal	17
Control Químico	17
Los Plaguicidas en el Medio Ambiente	18
Insecticidas Vegetales.....	19
Control Biológico	20
Entomopatogenos	21

Generalidades.....	22
Mecanismo patogénico	23
<i>Beauveria bassiana</i>	25
<i>Paecilomyces sp.</i>	25
<i>Bacillus thuringiensis</i>	26
MATERIALES Y MÉTODOS	27
Laboratorio	27
Ubicación del experimento	27
Obtención de entomopatógenos	27
Obtención de insectos	27
Elaboración de bioensayos	28
Análisis de datos.....	29
Campo.....	30
Ubicación del experimento	30
Obtención de entomopatógenos.....	30
Análisis de datos	32
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	33
Laboratorio	35
Campo	37
CONCLUSIONES	38
LITERATURA CITADA	39
APENDICE	44

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pag.
Figura 1. Mortalidad de ninfas de <i>Bactericera cockerelli</i> a las 72 hrs después de la aplicación de los productos entomopatógenos.	33
Figura 2. Mortandad de ninfas por tratamiento a diferentes dosis de los entomopatógenos a las 72 hrs.....	34
Figura 3. Comportamiento de ninfas de <i>Bactericera cockerelli</i> a través del tiempo.	36
Figura 4. Porcentaje de eficacia corregida del control de ninfas de <i>Bactericera cockerelli</i> en los tratamientos con respecto al testigo absoluto (Henderson-Tilton)	37

ÍNDICE DE CUADROS

	Pag.
Cuadro 1. Principales hongos entomopatógenos	23
Cuadro 2. Fases de los ensayos en laboratorio con entomopagogenos para el control de ninfas de <i>Bactericera cockerelli</i>	28
Cuadro 3. Diseño del experimento en campo.	30
Cuadro 4. Tratamientos a base de <i>Paecilomyces</i> sp, <i>Beauveria bassiana</i> , y <i>Bacillus thuringiensis</i> probados para el control de <i>Bactericera cockerelli</i>	31
Cuadro 5. Concentración letal media (CL ₅₀) de los entomopatógenos evaluados.	35
Cuadro 6. Prueba de comparación de medias de los entomopatógenos sobre <i>B. cockerelli</i>	36

RESUMEN

El pulgón saltador *Bactericera cockerelli* es un insectos que causa daño directo, al succionar la savia e inyectando una toxina, además ocasiona daño indirecto por la transmisión de fitoplasma de las plantas esto, es por eso que se considera una de las plagas más importantes del tomate, papa y chile en México. Existen diversas formas de controlar a este insecto una de ellas es el control químicos el cual ha causado diversos efectos secundarios, es por eso que se buscan alternativas de control como el empleo de productos naturales o biológicos (microorganismos entomopatógenos). En la presente investigación se realizaron evaluaciones en ninfas de *B. cockerelli* con entomopatogenos de *Paecilomyces sp*, *Beauveria bassiana* y *Bacillus thuringiensis*, en laboratorio y campo. Con los resultados obtenidos en laboratorio y campo se obtuvo la concentración letal media (CL₅₀). Teniendo como resultado las siguientes concentraciones: de *Beauveria bassiana* 0.646×10^7 UFC, *Paecilomyces sp*. 1.775×10^6 UFC y *Bacillus thuringiensis* a 0.291×10^{10} UFC. En campo se emplearon las dosis letales calculadas para cada uno de los productos en uso de productos por separado y mezclas de los mismos a diferentes concentraciones. Las mejores concentraciones fueron en las concentraciones más altas de los productos por separado llegando a obtener controles superiores al 50 %. El uso de entomopatogenos llega a ser una buena alternativa de control según los resultados obtenidos en laboratorio, ya que en campo debido a las condiciones ambientales que no se pueden controlar los efectos llegan a ser a diferentes a los establecidos en laboratorio.

Palabras clave: Entomopatógenos, *Bactericera cockerelli*, bioensayos, concentración letal media (CL₅₀)

INTRODUCCIÓN

En México junto con el maíz y el frijol, el cultivo del Chile es uno de los productos de mayor consumo en la alimentación. Nuestro país es considerado el centro de origen del Chile *Capsicum annuum* (Fundación Produce Oaxaca, 2007).

Para el 2007 los principales estados productores de chile fueron Chihuahua, Sinaloa y Zacatecas. Cabe mencionar que el orden de importancia se modifica al comparar los rendimientos de estos tres estados. En el caso de Sinaloa, un estado con alto grado de tecnificación, se registró una cosecha de 40 ton/ha, en Chihuahua 20 ton/ha, mientras que en Zacatecas es el estado con de mayor superficie sembrada teniendo un rendimiento de 7 ton/ha, siendo este el que obtiene el rendimiento más bajo (SIAP, 2007).

Sin embargo el cultivo presenta pérdidas debido a varios factores; por lo que, las enfermedades son una de las principales cuando las altas temperaturas y humedad relativa favorecen el establecimiento, desarrollo y diseminación de los patógenos, de tal manera que en forma general se estiman las pérdidas por patógenos en pre y postcosecha en un rango que varía del 18 al 25 % del volumen total de la producción (SIAP, 2007).

Por otro lado, otro factor importante es la presencia de una amplia variedad de plagas de insectos que pueden causar daño significativo en plantaciones de chile. Los gusanos cortadores (*Agrotis* spp y *Spodoptera* spp), pueden ser plagas comunes en las primeras etapas de desarrollo de la planta. Más tarde en la plantación definitiva, El gusano del fruto del tomate (*Helicoverpa zea*) puede causar daño al follaje y fruto; el picudo o barrenillo del chile (*Anthonomus eugenii*) que causa daños considerables en el cultivo; los áfidos (*Myzus persicae*), mosca blanca (*Bemisia* spp) y el psílido del tomate (*Bactericera cockerelli*) como vectores de varias enfermedades serias causadas

por virus siendo este ultimo el más importante ya que puede llegar a niveles considerados importantes (Fundación produce Oaxaca 2007).

Una de las alternativas para el control de insectos es el método químico, donde responde de forma inmediata, sin embargo, lo interesante de este método es saber utilizarlo para así evitar el incremento de contaminantes en el medio ambiente que tanto daño ocasiona. El uso irracional de estos productos puede aumentar la contaminación del medio ambiente y favorecer a la inducción de resistencia a ciertas plagas de importancia económica (SIAP, 2007).

Díaz *et al.* (2005) propusieron el uso de productos biorracionales y entomopatógenos, debido a que en sus aplicaciones de (extracto de neem al 5 % y sal sódica derivada de ácido graso a 6 g/L^{-1}), observaron que *Beauveria bassiana*, *Verticillium lecanii* y *Metarhizium anisopliae*, mostraron una reducción considerable de las poblaciones de ninfas del psilido *Bactericera cockerelli*.

Las ventajas de estos productos es que no afectan al medio ambiente, al ser humano y no inducen resistencia. Actualmente se continúa realizando pruebas de efectividad con la finalidad de ofrecer productos alternativos que garanticen el control de la plaga sin deterioro de la salud del ser humano y su entorno. Por lo anterior mencionado y la problemática que representa esta plaga en el cultivo se plantea el siguiente objetivo; Evaluar la efectividad biológica de productos formulados a base de organismos entomopatógenos (*Paecilomyces* sp, *Beauveria bassiana*, y *Bacillus thuringiensis*) contra el pulgón saltador (*Bactericera cockerelli*) en laboratorio y campo en el cultivo de chile *Capsicum annuum*.

REVISIÓN DE LITERATURA

Importancia económica del cultivo de chile (*Capsicum annum*)

El chile es originario de México, Centro y Sudamérica, el nombre viene del náhuatl, chilli y se aplica a numerosas variedades. Después del maíz, el chile es el producto agrícola más representativo de México; además de ser uno de los condimentos más usados en la preparación de alimentos mexicanos. En México se cultivan 147.6 mil has de chiles, con una producción de cerca de 2.24 millones de toneladas de producto fresco con una superficie sembrada de 158,765 has (SIAP, 2007).

La producción ha mantenido una tendencia positiva pasando a 1,537.009 ton en el 2007 la producción nacional de esta hortaliza se incremento a una tasa media anual del 8.5 % Este importante ritmo de crecimiento ha sido ocasionado tanto por la incorporación de nuevas tierras al cultivo, como al incremento de los rendimientos por unidad de superficie cuya tasa de incremento ha sido 11.95 ton/ha en el 2000 a 13.24 ton/ha en el 2005 (SIAP, 2007).

En total la Agroindustria del Chile acumuló ventas durante el 2007 por \$4,444.7 millones de pesos y participa con el 8.7 % de las ventas de productos alimenticios en conserva. Este sector contiene cinco tipos de chiles en conserva: Serrano, Jalapeño, Chipotle, Morrón y otros entre los cuales se ubican el Güero, Largo y Poblano (SIAP, 2007).

Principales zonas productoras

El chile, en sus diversas variedades, se cultivan en todos los estados del país; la mayor parte de la superficie cultivada corresponde a zonas de riego,

excepto una pequeña superficie en los estados de Veracruz y Oaxaca en donde se cultiva en condiciones de temporal y humedad residual (SIAP, 2007).

Tradicionalmente el estado de Sinaloa se ha caracterizado por ser el principal productor de chile verde seguido por Chihuahua, Zacatecas, San Luis Potosí y Tamaulipas. Sin embargo, durante el 2007 Chihuahua presentó un crecimiento notable al aportar poco más del 23 % de la producción nacional con poco menos del 10 % del total de la superficie cosechada a nivel nacional, debido a que sus rendimientos fueron 150 % superiores a la media nacional (SIAP, 2007).

Durante el 2007 el principal productor de jalapeño fue Chihuahua con 310,413 ton con un 43.6 % de producción a nivel nacional y una superficie de 12,468 ha. Siguió en orden de importancia Sinaloa con 132,282 ton con un 18.6 % de producción a nivel nacional y una superficie de 3,809 ha. Le siguen en orden de producción Michoacán, Jalisco y Tamaulipas con una producción de 50,000 a 80,000 ton ocupando el 11 % de producción a nivel nacional (SIAP, 2007).

Otras de las producciones importantes es la variedad de serrano siendo Sinaloa uno de los productores principales a nivel nacional con una producción de 144,812 ton ocupando el 45.8 % de la producción en general y una superficie sembrada de 2,751 ha. A nivel nacional el jalapeño abarca el 36.2 % de producción de chile fresco, el serrano el 15.7 % y otras variedades el 48.2 % como lo son el chipotle, poblano y morrón (SIAP, 2007).

Exportaciones

En el periodo de junio del 2007 y el periodo de agosto de 2007 se observa un incremento en las exportaciones de chile fresco a USA de 18.6 % equivalente a 267,400 ton. Existen 4 puntos principales de ingreso de chile fresco a los Estados Unidos: Reynosa con un porcentaje de exportación de 28.4 % de producción, Cd. Juárez 25 %, Nogales 23.8 % y Tijuana 22.1 % (SIAP, 2007).

En México se producen 2,249 mil ton de chile fresco de las cuales el 14 % se exporta a los estados Unidos de América, de ese 14 %, que significa 314.1 mil ton siendo variedades de jalapeños y serranos representan 12 mil toneladas, el 4.3 % de las exportaciones de chile fresco a Estados Unidos (SIAP, 2007).

México presentó un incremento en la producción de chiles del 7.2 % en referencia al ciclo anterior. Las exportaciones de chiles frescos hacia Estados Unidos de América, se incrementaron en un 18.6 % pasaron de 225.5 a 267.4 miles toneladas. La industrialización o procesamiento de chiles Jalapeño y Serrano es de 311.6 miles de ton de producto fresco (SIAP, 2007).

Problemas fitosanitarios

Enfermedades

Marchitez del chile (*Phytophthora capsici* L): El agente causal de la marchitez del chile *P. capsici*, fue descubierto y descrito por Leonian, el patógeno se encuentra afectando el tallo, follaje y frutos de chile y algunos otros cultivos como el tomate. *P. capsici* causa daños severos en cualquier estado de desarrollo de la planta, el daño principal se encuentra en la base del tallo, donde se observa una marcada necrosis, el tallo se debilita y posteriormente se seca rápidamente (García, 1985; Messiaen, 1967; Serrano, 1978).

Antracnosis del chile (*Colletotrichum capsici*): La antracnosis es una enfermedad del follaje, tallos y frutos, aparecen manchas de color oscuro o lesiones ligeramente hundidas que poseen un contorno ligeramente saliente. Con frecuencia produce la caída de los frutos y pudrición. Los daños son mayores durante la cosecha y el transporte o en los frutos dañados por otras causas (Agrios, 1990).

Plagas

Picudo o barrenillo del chile (*Anthonomus eugenii* C): Esta plaga es de origen mexicano y es la más generalizada a nivel nacional, se encuentra presente durante toda la etapa de producción del cultivo, principalmente en la región de Veracruz, Yucatán y Nayarit, incrementando el costo del cultivo, ya que se realizan varias aplicaciones de pesticidas para su control; en las regiones de clima templado como la mesa central, el bajío, zacatecas, Durango, San Luis Potosí y chihuahua el problema comienza a persistir (SARH-INIA, 1983).

El adulto hace un pequeño orificio por donde abandona el fruto, debido a esto su nombre de barrenillo. La presencia de esta plaga se nota por los orificios y marcas de piquetes que dejan en los chiles, los botones florales y frutos tiernos se desprenden de la planta eliminando en parte su producción potencial, completa su ciclo biológico en los frutos que permanecen adheridos a la planta y en los que caen al suelo (Acosta y Delgadillo, 1989).

Minador de la hoja (*Liriomyza munda* L): El minador de la hoja es una de las limitantes de la producción de los cultivos hortícolas en la región sur de Tamaulipas, principalmente en chile serrano donde causa el 100 % de defoliaciones cuando no hay un control efectivo (Ávila, 1989).

Las larvas atacan al follaje, formando galerías extensas en forma irregular alimentándose de tejidos. Cuando el ataque es severo, reduce el área foliar y por consecuencia detiene el desarrollo normal de la planta, al reducir el área foliar, provoca que los frutos queden expuestos a los rayos solares ocasionando quemaduras que impiden su comercialización (Metcalf, 1982; Pacheco, 1985).

Mosquita blanca (*Trialeurodes vaporariorum* M.): Este insecto causa manchas de mielecilla y fumagina en los frutos, mientras que en las hojas provoca clorosis en el área donde se alimentan las ninfas y reduce la

fotosíntesis. Asimismo, los ataques intensos inhiben el crecimiento, pérdida de vigor y disminución de la producción en las ramillas (Bellows y Perrings, 1994).

Actualmente se tienen severos daños producidos por el psilido del tomate (*Bactericera cockerelli*) lo cual ha ocasionados grandes pérdidas económicas a los productores de este cultivo.

Psilido del tomate o pulgón saltador (*Bactericera cockerelli* S)

Origen

Se descubrió por primera vez en 1909, por Cockerell, en el estado de Colorado, por esta razón se considera que el centro de origen de *B. cockerelli* es el Oeste de Estados Unidos de Norte América a excepción de Oregón y Washington (Richards, 1927).

Garzón *et al.*, (2004) señala que en México este insecto está reportado desde 1947, por Plestch quien lo reporta en los estados de Durango, Tamaulipas Y Michoacán; posteriormente se detectó en los estados de México, Guanajuato, y 12 estados más.

Importancia Económica

En México, el fitoplasma que causa la enfermedad “permanente del tomate”, es transmitido por el pulgón saltador; éste al igual que su vector, fue descubierto por investigadores mexicanos en los 80's y en este siglo XXI, científicamente se demostró que era un fitoplasma. En 1997, se constituyó por primera vez como una plaga de importancia en la Región Lagunera. Durante este ciclo agrícola prácticamente todas las huertas de tomate fueron severamente afectadas por esta plaga, observándose porcentaje de plantas dañadas por arriba del 50 % (Vázquez, 1998).

Algunos estudios realizados en México, a través de técnicas moleculares y biológicas, demostraron que *B. cockerelli* está asociado con algunos

fitopatógenos y puede transmitirlos a plantas de chile, *Capsicum annum* L.; jitomate, *Lycopersicum esculentum* L.; tomatillo *Physalis ixocarpa* Brot. y papa, *Solanum tuberosum* L.

El fitoplasma es un organismo procariótico infeccioso, submicroscópico, que carecen de un núcleo organizado y limitado por una membrana, más grande que un virus, éstos son pleomórficos. No obstante, el daño que causa *B. cockerelli* Sulc en papa con la toxina inyectada, no ha sido importante para la agricultura nacional, pero de lo que se tienen que cuidar los agricultores paperos es de la transmisión de un patógeno llamado fitoplasma que ha diezmando la producción de papa en México en un 45 %, a nivel nacional, causando en estos momentos más pérdidas que los virus transmitidos por insectos vectores (Garzón, 2002).

Esta plaga en México se ha reportado en el noreste, como plaga potencial de la papa, el Bajío y Valle de Villa Arista, San Luis Potosí, afectando al cultivo del tomate. También se tiene conocimiento de la presencia de esta plaga en la región papera de Arteaga, Coahuila, área chilera de Delicias, Chihuahua, así como en Nayarit y Sinaloa (Nava, 2002).

Descripción morfológica

Huevecillos. De forma ovoide, de color anaranjado-amarillento, corion brillante, presentando en uno de sus extremos un pequeño filamento, con el cual se adhieren a la superficie de las hojas (Marín, 2004).

Instares. Presenta cinco instares con forma oval, aplanados dorso-ventralmente, con ojos bien definidos. Presentan sencillas placoides (estructuras circulares con función olfatoria), las cuales aumentan en número y son más notorias conforme el insecto alcanza los diferentes estadios. El perímetro del cuerpo presenta estructuras cilíndricas que contienen filamentos cerosos, las cuales forman un halo alrededor del cuerpo (Marín, 2004).

Primer instar. Las ninfas presentan una coloración anaranjada. Las antenas presentan los segmentos basales cortos y gruesos y se van

adelgazando hasta finalizar en un pequeño segmento con dos setas sensoriales; ojos notorios en vista dorsal como ventral con una tonalidad anaranjada. Tórax, con paquetes alares poco notables. La segmentación en las patas es poco visible. La división del cuerpo no está bien definida (Marín, 2004).

Segundo instar. A partir de este estadio, se aprecian claramente las divisiones entre cabeza, tórax y abdomen. La cabeza presenta un matiz amarillento, las antenas son gruesas en su base y se estrechan hacia su parte apical presentando en ésta dos setas sensoras. Los ojos presentan un color anaranjado oscuro. El tórax es de color verde-amarillo y los paquetes alares se hacen visibles; la segmentación en las patas se hace notoria. Tanto en el tórax como en el abdomen presenta una coloración amarilla, y se aprecia un par de espiráculos en cada uno de los cuatro primeros segmentos (Marín, 2004).

Tercer instar. En éste, la segmentación entre cabeza, tórax y abdomen es notoria. La cabeza es de color amarilla, las antenas presentan la misma característica que el estadio anterior. Los ojos presentan una coloración rojiza. El tórax, presenta un tono verde-amarillento y se observa con mucha facilidad los paquetes alares en mesotórax y metatórax. El abdomen es de color amarillo (Marín, 2004).

Cuarto instar. La cabeza y antenas presentan la misma característica del estado anterior. El tórax es de color verde-amarillento, la segmentación de las patas está bien definida y se aprecia en la parte terminal de las tibias posteriores dos espuelas, así como los segmentos tarsales y un par de uñas estas características se aprecian fácilmente en ninfas aclaradas y montadas. Los paquetes alares están bien definidos. La coloración del abdomen es amarilla y cada uno de los cuatro primeros segmentos abdominales presentan un par de espiráculos. La aparición entre el tórax y el abdomen presentan un par de espiráculos. La separación entre el tórax y el abdomen es notoria (Marín, 2004).

Quinto instar. La segmentación entre cabeza, tórax y abdomen presenta una coloración verde claro y el tórax una tonalidad un poco más

oscura. En la cabeza, las antenas están seccionadas en dos partes por una hendidura marcada cerca de la parte media; la parte basal es gruesa y la parte apical filiforme presentando seis sencillas placoides visibles en ninfas aclaradas y montadas. Los ojos adquieren un color guinda. El tórax presenta los tres pares de patas con su segmentación bien definida y la parte terminal de las tibias posteriormente presentan las características anteriores señaladas. Los paquetes alares están claramente diferenciados, sobresaliendo del resto del cuerpo. El abdomen es semicircular y presenta un par de espiráculos en cada uno de los cuatro primeros segmentos (Marín, 2004).

Adulto. Al emerger el adulto presenta una coloración verde-amarillento; es inactivo, alas blancas, que al paso de 3 ó 4 horas se tornan transparentes. La coloración del cuerpo pasa de ligeramente ámbar a café oscuro o negro; este cambio se presenta en los primeros 7 a 10 días de alcanzar este estadio. Cabeza; 1/10 del largo del cuerpo, con una mancha de color café que marca la división con el tórax, ojos grandes de color café (Marín, 2004). Las antenas, características propias de la familia, siendo éstas largas y filiformes (Lorus and Milne, 1980). El tórax; blanco amarillo con manchas café bien definidas, la longitud de las alas es aproximadamente 1.5 veces el largo del cuerpo, venación propia de la familia. El abdomen en las hembras con cinco segmentos visibles más el segundo genital, éste es de forma cónica en vista lateral, en la parte media dorsal se presenta una mancha en forma de “Y” con los brazos hacia la parte terminal del abdomen. Los machos, con seis segmentos visibles, más el genital, este último segmento se encuentra plegado sobre la parte media dorsal del abdomen; al ver este insecto dorsalmente se distinguen las valvas genitales con estructuras en forma de pinza que caracteriza a este sexo (Marín, 2004).

Ciclo de Vida

Según Marín *et al.*, (2002), el ciclo biológico requiere 355.81 UC promedio (huevecillo-adulto) con una temperatura mínima base de 7 °C; el

primer instar requiere 71.72 UC; el segundo, 53.68 UC; el tercero, 47.58 UC; el cuarto, 54.40 UC; el quinto, 47.92 UC; y el adulto, 80.51 UC. Señala que después de la eclosión *B. cockerelli* pasa por cinco estadios ninfales hasta llegar al adulto.

List (1939) afirma que el insecto completó su ciclo biológico en aproximadamente 30 días, sin indicar la temperatura a la que se mantuvo, ni las unidades calor requeridas por el insecto; la proporción sexual obtenida, fue de 1:1. Montero (1994) menciona que este insecto requiere de 20 a 23 días de huevecillo a adultos, dándose la máxima emergencia de adultos a los 21 y 22 días.

Ubicación taxonómica

De acuerdo a Borror *et al.*, (1989) se le conoció con el nombre de *Paratrioza*, aunque actualmente el orden jerárquico a cambiado en lo que corresponde al género que según Marín (2004) corresponde a *Bactericera*.

Reino:Animal

Phyllum:Arthropoda

Clase: Hexapoda

Orden:Homoptera

Suborden:Sternorrhyncha

Familia:Psyllidae

Género:*Bactericera*

Especie:.....*cockerelli* Sulc

Biología y hábitos

Aunque hay mucho por conocer de su comportamientos, se ha podido observar que al llegar a los 60 y 80 unidades calor (UC), las hembras ovipositan los huevecillos en el envés de las hojas medias e inferiores de la planta, lugar

en que también se localizan las ninfas, que generalmente están adheridas en un solo lugar de la hoja, aunque a veces se les encuentra desplazándose en la misma, buscando mayor ventilación y temperatura. Los adultos se encuentran en cualquier parte de la planta, ubicándose en el envés de las hojas inferiores al amanecer, al atardecer y cuando el día está nublado o lluvioso. Cuando el día esta soleado el adulto gusta de la energía solar y por lo tanto se le puede ubicar en el envés de las hojas altas y medias y hasta en el haz de las hojas más altas de la planta (Castellanos, 2004).

La hembra deposita los huevos principalmente en las orillas o bajo los lados de las hojas en las partes sombreadas de las plantas, poniendo aproximadamente 300 huevecillos durante su ciclo vital (Wallis 1951, citado por Montero (1994).

Hospederos

El psílido del tomate tiene un amplio rango de hospederos, tanto en plantas cultivadas y como silvestres. Este insecto ataca a la familia Solanaceae, principalmente chile (*Capsicum spp*), papa (*Solanum. tuberosum*) y jitomate (*Lycopersicum esculentum*) que son los preferidos por las hembras para depositar sus huevecillos. Se considera que el ciclo biológico de este insecto no varía en los cultivos de papa y tomate; sin embargo, el estado ninfal es más prolongado en especies de plantas que no pertenecen a la familia antes señalada, tal es el caso de algunas especies de maleza que son hospederas (Garzón, 2003). Por otra parte Sánchez y Almeida (2004), mencionan que solo en el polocote *Helianthus spp.*, se ha detectado la presencia del fitoplasma.

Knowlton y Thomas (1934), divulgaron que las plantas de la papa eran el anfitrión preferido para que la hembra del psílido ponga sus huevos en comparación con otros anfitriones de la familia Solanaceae; la vida ninfal es considerablemente más larga en malezas como las enredaderas.

El psílido se encuentra principalmente en la familia Solanaceae, aunque también llegan a ser hospederas algunas especies de las familias:

Amaranthaceae, Asclepiadaceae, Asteraceae, Brassicaceae, Violaceae, Chenopodiaceae, Convolvulaceae, Fabaceae, Lamiaceae, Ranunculaceae, Rosaceae, Salicaceae, Scrophulariaceae y Zygophyllaceae (Pletsch, Wallis, citados por Aviles *et al.*, 2003).

Wallis (1946), señala que las plantas hospederas preferidas son las de ornato que se conocen como farol chino *Physalis francheti* y el cardo equino *Solanum carolinense*. También se alimentan en gran número del cardo búfalo *Solanum rostratum* y de especies de cereza silvestre *Physalis* y viña matrimonial *Lycium*. En Texas y Nuevo México, los psílidos invernan como adultos sobre la maleza sombra de noche (Howard y Marion, 1979). Janes (1938), reporta tres plantas nativas importantes para *B. cockerelli* que son: *Lycium carolinianum* walt, var. *Quadrifidum*, *Physali mollis* nutt. y *Solanum triquetrum*.

Vargas (2005), encontró 32 especies de malezas donde capturó adultos de *B. cockerelli* durante un año de muestreo en malezas aledañas al cultivo de la papa, las cuales fueron: *Gimnosperma glutinosu* , *Brickellia veronicaefolia*, *Sonchus oleraceus*, *Heliantus laciniatus*, *Partenium incanum*, *Siguiera dentata*, *Conyza bonariensis*, *Tithonia tubaeformis*, *Flourensia cernua*, *Hymenoxys odorata*, *Ageratina wrightii*, todas las anteriores de la familia Asteraceae; *Forestiera angustifolia* (Oleaceae), *Asistida curvifolia* (Poaceae), *Stipa eminens* (Poaceae), *Triticum estivum* (Poaceae), *Eruca sativa* (Brassicaceae), *Salvia lanceolada* (Lamiaceae), *Asphodelus Fistulosus* (Liliaceae), *Reseda luteola* (Resedaceae), *Ipomoea purpurea* (Convolvulaceae), *Salsola tragus* (Chenopodiaceae) *Pronus cercocarpifolia* (Rosaceae), *Mentzelia multiflora* (Loasaceae), *Larrea tridentata* (Zygophyllaceae), y de las malezas anteriores *Flourensia cernua*, *Partenium incanum*, *Pronus cercocarpifolia* y *Reseda luteola* resultaron positivas a fitoplasma.

Distribución Geográfica

En México, este insecto se encuentra distribuido prácticamente en todas las áreas donde se cultivan solanáceas; causando daños de consideración por la transmisión de la enfermedad en los estados de San Luis Potosí, Baja California Norte, Guanajuato, Jalisco y Sinaloa, alcanzando pérdidas de hasta un 60 % de la producción (Delgadillo *et al.* 1999). Se han presentado ciertas inconsistencias del control químico, que normalmente se han atribuido a problemas de resistencia de la plaga hacia los insecticidas (Bujanos *et al.* 2005).

Daños y pérdidas

Es una plaga importante que bajo infestaciones severas provoca serios daños. Existen dos tipos de daños, el toxinífero o directo y el indirecto como transmisor de un fitoplasma. La toxina de *B. cockerelli* es una sustancia que daña las células que producen clorofila en las hojas de las plantas y que dan el color verde a éstas, lo que hace que las plantas se vean amarillentas y raquílicas. Por otro lado, el fitoplasma es un organismo infeccioso, submicroscópico, más grande que un virus y tiene forma de huevo estrellado (Garzón, 2002).

El daño directo lo provocan tanto ninfas como adultos al inyectar una toxina, esta toxina ocasiona que las plantas se vean amarillentas y raquílicas, afectando el rendimiento en la producción. Las hojas jóvenes en las plantas afectadas son anormalmente erectas, sus porciones basales se enroscan y se entornan de una coloración rojiza o púrpura. Las plantas afectadas presentan entre nudos cortos, las hojas viejas se engrosan de manera anormal, se enroscan y se tornan de color amarillento. Estas plantas producen un gran número de frutos pequeños y en el cultivo de papa pueden aparecer frutos aéreos en las hojas axilares Este tipo de daño es considerado más importante que el daño indirecto, ya que es ocasionado por los fitoplasmas, los cuales son

transmitidos tanto por las ninfas como por los adultos (Anónimo, citado por Saldaña 2002 y Garzón *et al.*, 2004).

Se encontró por primera vez en el estado de Guanajuato causando 60 % de daños en la producción del tomate y de sembrarse más de 13,000 ha al año, la superficie se redujo a menos de 2000 ha en la actualidad (Garzón, 2002).

En papa las plantas infectadas producen pocos tubérculos y las pérdidas son del 20 a 50 %; además, se ha detectado que los tubérculos cuando se encuentran almacenados brotan prematuramente. Este daño ocurre si la planta es atacada durante las primeras etapas de su desarrollo (Ferguson *et al.*, 2001).

Estrategias de Control de *Bactericera cockerelli* (Sulc)

Con la finalidad de evitar daños económicos en los cultivos atacados por este insecto, se considera como básico el monitoreo de la población, con la finalidad de diseñar las alternativas a seguir en cada una de las etapas vegetativas del cultivo. Un manejo integrado de los psílidos es indispensable (Avilés *et al.*, 2002).

Técnicas de Monitoreo

Castellanos (2004), menciona que el monitoreo puede ser, físico directo, en trampas de agua y trampas amarillas con pegamento. En el primer caso, que es el monitoreo directo, se recomienda iniciar la búsqueda de psílido de la papa cuando a salido plenamente el sol, porque fácilmente se puede observar a simple vista y los huevecillos y las ninfas con lupa. El adulto se puede localizar fácilmente entre las 10 y las 18 hrs en días soleados.

En el segundo caso, trampas de agua, se requiere colocar cuando menos cuatro recipientes amarillos con agua en las cabeceras y cuatro en medio de la parcela y realizar la identificación y contabilización diaria de los insectos atrapados (Castellanos, 2004).

En el caso de las trampas amarillas con pegamento, estas se colocan en cada punto cardinal por hectárea, tanto en las orillas como en el centro de la parcela, con el propósito de identificar el movimiento del adulto dentro del cultivo y su arribo desde los hospederos o de otros cultivos vecinos, realizando, cuando menos cada tres días el conteo correspondiente en las trampas (Castellanos, 2004).

Dentro de las alternativas, el uso de trampas de colores para detectar la población de *B. cockerelli* Sulc con la finalidad de cuantificar la población de insectos; asimismo, se considera que esta alternativa puede ser de gran ayuda, ya que aquellos insectos que se encuentren adheridos en la trampa no volverán hacer daño en el cultivo hospedante (Avilés *et al.*, 2002).

Amhed (1999), determinó que el color anaranjado-neón con la película plástica clara y cubierto con una capa delgada de Enredar-Atrape, es considerablemente más atractiva a *B. cockerelli* que otros colores.

Es importante remarcar que los síntomas de la enfermedad se detectan primeramente en los bordes del cultivo y posteriormente hacia el centro, por lo tanto las capturas de los vectores se realizan en las orillas del cultivo y principalmente mediante el método de golpeo de red (Sánchez y Almeida, 2004).

Control cultural

Hartman (1937), citado por Avilés (2002) señala que los cultivos de papa en etapa temprana son severamente dañados por el psílido del tomate, mientras que los tardíos son menos dañados. Lo anterior indica que es necesario generar información referente al comportamiento del insecto para conocer cuáles son las etapas más susceptibles al ataque de este insecto.

Algunos autores señalan que el suelo y la fertilización pueden ayudar a disminuir los daños ocasionados por este insecto; se considera que si una planta se encuentra sana, es difícil que sea atacada severamente por las plagas (Avilés *et al.*, 2002).

Control legal

Consiste en las disposiciones obligatorias que da el gobierno con el objeto de impedir el ingreso al país de plagas o enfermedades y su proliferación, apoyar su erradicación y limitar su desarrollo mediante la reglamentación de cultivos.

También se incluyen disposiciones que regulan la comercialización y el uso de los plaguicidas. En general son medidas que deben ser observadas por todas las personas de un país, región o valle; esto incluye las medidas de cuarentena, inspección, erradicación, reglamentación de cultivos y reglamentación del uso y comercio de los pesticidas. Norma Oficial Mexicana (NOM-081-FITO-2001) precisa el manejo y eliminación de focos de infestación de plagas, mediante el establecimiento o reordenamiento de fechas de siembra, cosecha y destrucción de residuos debido a que se considera que los daños de esta plaga repercuten en forma directa sobre los rendimientos obtenidos por unidad de superficie y en la calidad fitosanitaria y comercial, causando pérdidas socioeconómicas (SAGARPA, 2001).

Control Químico

Una de las alternativas para el control de insectos es el método químico, donde el efecto es inmediato; sin embargo, es necesario saber utilizarlo para evitar el incremento de contaminantes en el medio ambiente (Avilés *et. al.*, 2002).

Sánchez y Almeida (2004), reportan que se implementan técnicas para el control de esta plaga; sin embargo, existen reportes que en el periodo de otoño-invierno las poblaciones se incrementan en las malezas hospederas aledañas al cultivo y se desconoce si estas poblaciones son infectivas, lo cual repercutiría desfavorablemente en el siguiente ciclo del cultivo, debido a que las poblaciones siguientes serian mayores y con inoculo de la enfermedad desde el inicio del cultivo. Existen varios productos que ejercen buen control para este

insecto, los cuales deben de utilizarse adecuadamente para evitar en un futuro que esta especie adquiriera resistencia a estas alternativas de control (Avilés *et al.*, 2002).

La mayoría de los piretroides y organofosforados proporcionan controles aceptables para este insecto (Knowlton, 1933). En campo, después del trasplante de chile y tomate se sugiere el uso de insecticidas organofosforados en aplicaciones semanales hasta la primera floración (Garzón *et al.*, 2002). García *et al.*, (2004) reportan que la presencia durante toda la temporada de estos insectos en números considerables y su comportamiento como vectores, explica el por qué los productores traten de controlarlos con aplicaciones frecuentes y a dosis altas de insecticidas, sin embargo, no con los resultados de control deseables. Garzón *et al.*, (2002), recomiendan aplicar insecticidas a ninfas de 1er y 3er estadio, ya que consideran que son estadios críticos para este insecto.

En experimentos controlados se ha observado que la abamectina, permetrina y lambda cialothrina, independientemente de la cantidad de individuos presentes, eliminan 95 % de las ninfas de *B. cockerelli* a las 48 horas de la aplicación (Maya *et al.*, 2003).

Lorenzo (2005), en pruebas de campo observó 40.3 % de control sobre ninfas de *B. cockerelli* con el uso de jabón (0.6 k/ha), quien se mantuvo con buen porcentaje de control hasta los 15 días, incluso mejor que algunos insecticidas utilizados. Concluye que spiromesifen fue el mejor producto con 96 % de eficacia; amitraz tuvo buen efecto desde las 24 horas aumentando su eficiencia hasta los 15 días, y el derivado ácido 2 tuvo mínima población desde los 5 días con 90 % de control y continuo así llegando al 93.2 % en la última toma de datos.

Los Plaguicidas en el Medio Ambiente

En la actualidad existe mayor concientización de los peligros de la contaminación ambiental y de los efectos sobre la salud causados por la

aplicación excesiva y extensiva de plaguicidas. Por tanto, aquellos que se pretenden utilizar tienen que pasar por pruebas cada vez más rigurosas sobre su toxicidad antes de su comercialización. Esto ha ocasionado que la investigación sobre nuevos plaguicidas este cada vez más relacionada con la seguridad y selectividad de su acción. De igual importancia es que los progresos químicos y fisiológicos obtenidos en los últimos 20 años permiten un enfoque más racional en la búsqueda de nuevos compuestos con mayor actividad biológica (Calder, 2001).

Los plaguicidas de síntesis química se están tornando ecológicamente inaceptables porque producen, en primer lugar, efectos adversos sobre los organismos benéficos y , en segundo lugar, desarrollan resistencia en insectos, hongos, bacterias y malezas, lo que conlleva a la aplicación de dosis cada vez más altas, con un mayor riesgo de intoxicación humana y también al aumento de la contaminación ambiental; por tal razón, la agricultura en Latinoamérica ha ido experimentando una transformación, de convencional con altos insumos, a una agricultura de bajos insumos, donde los bioplaguicidas contribuyan a ese fin (Altieri, citado por Estrada, 2003).

Insecticidas Vegetales

Gastélum y Godoy (2002), mencionan algunas alternativas para el control de algunos organismos que ha mostrado ser eficiente en la reducción de algunas de las plagas que atacan a hortalizas como lo son aceites, jabones, extractos vegetales e insecticidas de bajo impacto ecológico.

Las plantas han evolucionado por más de 400 millones de años y para oponerse al ataque de los insectos han desarrollado un buen número de mecanismos de protección, como la repelencia y la actividad insecticida. Es así como muchas especies diferentes de plantas contienen materiales insecticidas naturales, algunos de los cuales han sido utilizados por el hombre como insecticidas desde tiempos muy remotos, aunque muchos de ellos no pueden ser extraídos provechosamente. Varios de estos extractos han proporcionado

valiosos insecticidas de contacto que tienen la ventaja de que su uso parece no provocar el surgimiento de las cepas de insectos resistentes en el mismo grado que los insecticidas sintéticos (Cremllyn, 1995).

El uso de extractos vegetales para el control de plagas agrícolas era una práctica ancestral, ampliamente utilizada en diversas culturales y regiones del planeta, hasta la aparición de los plaguicidas sintéticos. En los últimos años, en la búsqueda de un equilibrio entre el ambiente, la producción y el hombre, se ha desarrollado un nuevo concepto de protección de cultivos mediante productos en cuyo diseño se considera (Molina, 2001): a) Acción específica sobre el objetivo, b) impacto bajo o nulo en organismos circundantes y el ambiente, c) impacto bajo o nulo en el cultivo.

El uso de los extractos y polvos vegetales, elaborados a partir de diferentes partes de las plantas, como insecticidas botánicos en el control de plagas de insectos, ácaros y nematodos que afectan a las plantas cultivadas y también a los granos almacenados, es el paso que actualmente se está explorando. Con estos fines, muchas son las especies de la flora nativa y exótica que generan sustancias activas, con las cuales se pueden elaborar diferentes bioinsecticidas, tales son los casos del neem (*Azadirachta indica* A. Juss), tabaco (*Nicotiana tabacum* L.), crisantemo (*Chrysanthemum cinense* Sabine), flor de muerto (*Tagetes erecta* L.) y el anón (*Annona squamosa* L.), entre otras (Estrada, 2003).

Control Biológico

Una de las mejores alternativas desde varios puntos de vista es el control biológico, que mantiene las poblaciones de las principales plagas reguladas por los parasitoides, depredadores, etc. (Avilés *et al.*, 2002).

En la naturaleza, los hongos entomopatógenos pueden eliminar o mantener las plagas en niveles que no ocasionan daños económicos a los cultivos (Acevedo y Melo, 1998). Estos hongos se encuentran en rastrojos de cultivos, estiércol, suelo y plantas; logrando un buen desarrollo en lugares

frescos, húmedos y con poco sol. Constituyen, además, el grupo de mayor importancia para el control biológico de insectos plaga, prácticamente todos los insectos son susceptibles a algunas de las enfermedades causadas por hongos (López y Hans, 2001).

Los principales entomopatógenos a considerar para el control de *B. cockerelli* son el uso de *Bauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* y *Paecilomyces fumosoroseus* (Bujanos *et al.*, 2005).

Desde tiempo atrás existen reportes sobre la presencia de enemigos naturales de este insecto. Romney (1939) observó parasitismo en *B. cockerelli* Sulc por un himenóptero (Eulophidae), *Tetrastichus sp.* que después fue descrito como *Tamarixia sp.*

Entomopatógenos

En el uso de patógenos, se ha considerado principalmente el uso de hongos, cuya utilidad se presenta hoy día muy promisoría. Los géneros más estudiados han sido: *Lecanicillium* (= *Verticillium*), *Beauveria*, *Metarhizium*, *Aschersonia*, *Hirsutella*, *Nomuraea* y *Paecilomyces* (Alves 1986, Quinlan 1988, Castillo *et al.* 1995); muchos de los cuales provocan epizootias en el campo y actúan como un mecanismo regulador de las poblaciones de insectos en ecosistemas naturales.

Los hongos entomopatógenos son una alternativa de control natural importante de plagas, ya que la mayoría de los órdenes de insectos son susceptibles a enfermedades fungosas (Cantú *et al.*, 2004). El éxito depende principalmente de condiciones ambientales apropiadas como; temperatura, humedad relativa, intensidad de radiación ultravioleta, sustrato y persistencia en las etapas de desarrollo (Fargues *et al.*, 1997). Los más usados son los hongos entomopatógenos; *Beauveria bassiana*, *Paecilomyces fumosoroseus*, *Verticillium lacanii* y *Metarhizium anisopliae* (Velasco *et a.*, 2004).

Actualmente los hongos entomopatógenos con mayor respaldo de investigación son *Metarhizium anisopliae* y *Beauveria bassiana*, ya que son

utilizados para una gran gama de insectos terrestres por su amplia desimanación geográfica, rango de hospederos y su excepcional habilidad para germinar aun en humedades relativamente bajas (Samish y Rehacek 1999).

Generalidades

De los diferentes agentes utilizados en el control biológico, los hongos entomopatógenos son los únicos capaces de infectar a los insectos chupadores gracias a su poder de penetración de la cutícula (Lacey *et al.*, 1996). Hasta la fecha se han identificado más de 750 especies de hongos entomopatógenos pertenecientes a casi 100 géneros, la mayoría de los cuales se encuentran clasificados entre las divisiones Zigomicota (orden entomoptorales), Deuteromicota (hifomicetos) y Ascomicota (Roberts, 1989; Hegedus *et al.*, 1995; Khachatourians, 1996). Sin embargo, solo 10 de ellos (Cuadro 1) han sido o vienen siendo usados corrientemente en formulaciones comerciales o experimentales para el control de insectos (Lacey *et al.*, 2001).

Clasificación de los hongos entomopatógenos. Los hongos entomopatógenos infectan individuos en todos los órdenes de insectos, en su mayoría al orden Hemiptera, Diptera, Coleoptera, Lepidoptera, Hymenoptera y Orthoptera (Ferron, 1978). Los estados inmaduros (ninfas y larvas) son mas a menudo infectados por los hongos que en adultos, mientras que los estados de huevo y pupa no son frecuentemente infectados. La mayoría de estos hongos son patógenos obligados o facultativos que causan en el insecto enfermedades denominadas micosis (Tanada y Kaya, 1993). Los hongos entomopatógenos se encuentran clasificados taxonómicamente en el phylum Ascomycota, subphylum Pezizomycotina de la clase Sordariomycetes, subclase Hipocreomycetidae (Rehner y Buckley, 2005). Pertenecen al orden Hypocreales de la familia Clavicipitaceae (Hawksworth *et al.*, 1983) donde ejercen un papel muy importante en la reducción natural de poblaciones de insectos y ácaros fitófagos en la agricultura, silvicultura y otros agroecosistemas (Humber, 1989). La familia Clavicipitaceae presenta un elevado grado de

adaptabilidad expresado por sus características patológicas, biológicas, genéticas y ecológicas, manifestando su gran variabilidad de formas y estructuras entre los diferentes géneros y especies existentes (Humber, 1981). Se conocen más de 100 géneros y 700 especies, entre los más importantes se destacan *Beauveria*, *Metarhizium*, *Entomophthora*, *Aschersonia*, *Fusarium*, *Hirsutella*, *Paecilomyces* y *Lecanicillium* siendo estos los de mayor importancia en el control biológico por la susceptibilidad en los insectos plaga y por su fácil multiplicación (Monzón, 2001).

Cuadro 1. Principales hongos entomopatógenos

Género/Especie	Insectos blanco
Comerciales	
<i>Beauveria bassiana</i>	Langostas, escarabajos, afidios.
<i>Metarhizium anisopliae</i>	Escarabajos, chinches, picudo del algodón, gorgojos.
<i>Paecilomyces fumosoroseus</i>	Mosquita blanca.
<i>Verticillium lecanii</i>	Afidos.
Experimentales	
<i>Aschersonia aleyrodinis</i>	Mosquita blanca.
<i>Beauveria brogniartii</i>	Moscas, escarabajos.
<i>Langenedium giganteum</i>	Mosquitos.
<i>Metarhizium flavoviride</i>	Langostas.
<i>Nomuraea rileyi</i>	Gusanos.
<i>Paecilomyces farinosus</i>	Langostas, moscas tse tse.

Modificada de Lacey *et. al.*, 2001

Mecanismo patogénico

El inicio del proceso infeccioso se da por la adhesión de una espore fúngica a la cutícula del insecto. En este proceso se involucran interacciones electrostáticas del tipo hidrofóbico (Boucias *et. al.*, 1988; Hegedus y col., 1992),

en las cuales el área de contacto juega un papel importante, existiendo una correlación significativa entre el tamaño de las esporas y la virulencia (Altre *et. al.*, 1999).

Una vez adherida la espora se inicia su germinación, desencadenada por señales provenientes del medio externo y que generalmente son carbohidratos presentes en las proteínas cuticulares de los insectos (Hegedus *et. al.*, 1995; Khachatourians, 1996).

En una siguiente etapa, la espora del hongo ya germinada debe vencer la barrera primaria del insecto constituida por la cutícula. Este proceso se da por una combinación tanto de fuerzas mecánicas como por la acción de diferentes enzimas como proteasas, quitinasas, quitobiasas, lipasas y lipooxigenasas entre otras, las cuales van degradando la cutícula y proporcionan a su vez nutrientes al hongo (Roberts y Yendol, 1971; Khachatourians, 1991; Hegedus y Khachatourians, 1995; Khachatourians, 1996).

En este proceso también intervienen ciertos ácidos orgánicos como el ácido cítrico y el ácido oxálico que coadyuvan a solubilizar las proteínas cuticulares (Bidochka y Khachatourians, 1991). Una vez dentro del insecto, el hongo prolifera formando cuerpos hifales, los cuales se reproducen por gemación, que se van diseminando rápidamente a través del hemocele. También se ha reportado que además de los cuerpos hifales, durante el proceso invasivo los hongos forman micelio y propágulos tipo conidios (Cantone y Vandenberg, 1999).

Durante este periodo, una actividad común de los hongos entomopatógenos, es la secreción de sustancias tóxicas que les permite evadir o suprimir la respuesta inmune del insecto (Vilcinskas *et. al.*, 1999, Vey, 2002) y suelen ser la causa directa de la muerte del hospedero. La supresión de la respuesta inmune celular está relacionada en algunos casos con la disminución de la actividad fagocítica de células especializadas por la alteración de la formación de su cito-esqueleto (Vilcinskas *et. al.*, 1997a; Vilcinskas *et. al.*, 1997b).

Una vez suprimida o rebasada la respuesta inmune del insecto se produce una invasión generalizada por el hongo de diversos tejidos y órganos como cuerpos grasos, túbulos de Malpighi y tubo digestivo (septicemia). El insecto normalmente muere después de 3 a 14 días de iniciada la infección, probablemente por una combinación de daño mecánico en tejidos (causado por la pérdida de agua), falta de nutrientes y toxicosis (Gillespie y Claydon, 1989). Una vez muerto el insecto, el hongo aprovecha los pocos nutrientes que quedan y crece en forma miceliar hacia el exterior, las hifas penetran la cutícula, emergen a la superficie e inician la formación de nuevas esporas (Roberts y Yendol, 1971) si las condiciones de humedad son adecuadas.

Beauveria bassiana

Es un hongo entomopatógeno caracterizado por controlar plagas a nivel mundial por sus excelentes características patogénicas. La eficacia de este hongo en el control depende de variables como aislamientos específicos, humedad y temperaturas adecuadas necesarias para la germinación y esporulación en el insecto. Conidioforos abundantes, que se levantan a partir de las hifas vegetativas sosteniendo grupos de células conidiógenas que se pueden ramificar para originar más células conidiógenas, globosas a forma de botella, con un raquis bien desarrollado conidios hialinos, lisos, globosos a ligeramente elipsoidales (James y Buckner, 2003).

Paecilomyces sp

El hongo *Paecilomyces sp.* (Wize) Brown y Smith (Deuteromycotina: Hyphomycetes) es un patógeno de amplio intervalo de hospederos y gran distribución geográfica, que ha sido aislado del suelo y de insectos de diversos órdenes como homópteros, coleópteros y colémbolos.

En los últimos años, uno de los hongos entomopatógenos más empleado es *Paecilomyces sp* (Wize) Brown & Smith. Este microorganismo es capaz de

infectar a una gran variedad de insectos (Smith, 1993); sin embargo, su acción conocida más efectiva es contra insectos chupadores los cuales en todo el mundo y que anualmente causa millonarias pérdidas en la agricultura. *Paecilomyces fumosoroseus* es capaz de infectar a la mosquita blanca en todas sus etapas de desarrollo, incluyendo huevos, provocando altos niveles de mortalidad a una velocidad mayor que otros hongos entomopatógenos (Osborne y Landa, 1992).

Bacillus thuringiensis

Es una bacteria Gram-positiva, aerobia estricta, que durante su ciclo de vida presenta dos fases principales: crecimiento vegetativo, donde las bacterias se duplican por bipartición, y esporulación, un programa de diferenciación de bacteria a espora. Bt es considerada una bacteria ubicua, ya que se ha aislado de todas partes del mundo y de muy diversos sistemas, como suelo, agua, hojas de plantas, insectos muertos, telarañas, etc. A Bt se le caracteriza por producir un cuerpo paraesporal conocido como cristal durante su fase de esporulación, el cual es de naturaleza proteínica y tiene propiedades insecticidas. El cristal proteínico está constituido por proteínas denominadas d-endotoxinas también conocidas como proteínas Cry ó Cyt. Se han encontrado d-endotoxinas activas contra insectos lepidópteros (mariposas), coleópteros (escarabajos), dípteros (mosquitos), himenópteros (hormigas), ácaros y también contra otros invertebrados como nemátodos, gusanos planos y protozoarios (Soberón y Bravo, 2007).

MATERIALES Y MÉTODOS

El trabajo se desarrollo en dos etapas, las cuales comprenden una parte en laboratorio y otra a campo abierto.

Laboratorio

Ubicación del experimento

El presente trabajo se realizo en las instalaciones de Biorganix, Mexicana S. A. de C. V. ubicada a 25° 32' 32. 91'' al Norte 100° 56' 17.51'' al Oeste en Ramos Arizpe, Coahuila, México.

Obtención de entomopatógenos

Los entomopatógenos utilizados para este estudio fueron: *Beauveria bassiana* (4.5×10^7), *Paecilomyces* sp. (3.8×10^6) y *Bacillus thuringiensis* (1×10^{12}), estos materiales fueron proporcionados por el departamento de microbiología y biología molecular de la empresa Biorganix, Mexicana S. A. de C. V., presentando estabilidad en cuanto a la concentración de UFC.

Obtención de insectos

Las ninfas de *Bactericera cockerelli* fueron obtenidas directamente de campo en Ramoz Arizpe, en cultivos de chile (*Capsicum anum* L.), tomando únicamente insectos de tercer y cuarto estadio presentes en las hojas.

Elaboración de bioensayos

Una vez obtenidos los productos y los insectos, se procedió a la preparación de las dosis, esto expresado en Unidades Formadoras de Colonias (UFC) para cada entomopatógeno a los cuales se les agregó tween 20 (surfactante hidofílico al 1%). El método empleado fue el de Inmersión (FAO, 1976), el cual consistió en sumergir las hoja de pimiento morrón por 5 seg con las ninfas de tercer y cuarto estadio en la concentración correspondiente (previamente haciendo una eliminación de huevecillos y otros estadios del insecto), cada hoja se considero como una repetición la cual tenía al menos 20 ninfas, para cada dosis se realizaron 3 repeticiones, y un testigo (Adherente orgánico Biofilm 1.6 mL/L más agua). Una vez tratadas las hojas se procedió a colocarlas en charolas de plástico con esponjas saturadas de agua, esto para evitar la deshidratación de las hojas y la movilización de las ninfas (Abou y Setta, 1987). Para la segunda fase de laboratorio se utilizo el método de Inmersión (FAO, 1979), con la misma metodología descrita anteriormente, con la diferencia que las diluciones se prepararon con tween 20 en sustitución del adherente Biofilm. Ambas fases con las dosis de los productos empleados como se observa en el (Cuadro 2).

Cuadro 2. Fases de los ensayos en laboratorio con entomopagosenos para el control de ninfas de *Bactericera cockerelli*.

Producto	Concentración UFC	Primera Fase		Segunda Fase	
		Trat.	Dosis (UFC/ml)	Trat.	Dosis (UFC/ml)
<i>Paecilomyces sp</i> (BX103)	4.5X10 ⁶	T1	5 x10 ⁵	T1	5 x10 ⁵
		T2	1 x10 ⁶	T2	1 x10 ⁶
		T3	2 x10 ⁶	T3	2 x10 ⁶
		T4	4x10 ⁶	T4	4x10 ⁶
<i>Beauveria bassiana</i> (BX109)	3.8X10 ⁷	T1	5 x10 ⁶	T1	5 x10 ⁶
		T2	1 x10 ⁷	T2	1 x10 ⁷
		T3	2 x10 ⁷	T3	2 x10 ⁷
		T4	3.8 x10 ⁷	T4	3.8 x10 ⁷
<i>Bacillus thuringiensis</i>	1.0X10 ¹⁰	T1	5 x10 ⁸	T1	5 x10 ⁸
		T2	1 x10 ⁹	T2	1 x10 ⁹
		T3	2 x10 ⁹	T3	2 x10 ⁹
		T4	4 x10 ⁹	T4	4 x10 ⁹
Testigo (Adherente orgánico Biofilm)			1.6 mL/L	Testigo (Tween 20)	1 mL/Lt

Análisis de datos

Para el análisis de datos se tomaron lecturas de mortalidad a las 24, 48 y 72 h, tomando como criterio de muerte a aquellas ninfas que no presentaban ninguna movilidad y posteriormente obtener los porcentajes de mortalidad y realizar el análisis estadístico con el programa PC-Probit y obtener las CL₅₀. En el caso de haber mortalidad en el testigo (Menor al 20 %) se hizo la corrección de mortalidad mediante la fórmula de Abbott 1925 que es la recomendada para ensayos de laboratorio. Así mismo si algún tratamiento presentaba mortalidades superiores al 20 % se desechaba. A continuación se detalla la formula de abbott (1925):

$$\% \text{ Mortalidad Corregida} = \left[\frac{\% \text{ Mortalidad en el Tratamiento} - \% \text{ Mortalidad en el Testigo}}{100 - \% \text{ Mortalidad en el Testigo}} \right] \times 100$$

Campo

Ubicación del experimento

El experimento se realizó en el campo experimental ubicado en Ramos Arizpe, Coahuila. 25° 30' 27'' al Norte 100° 55' 01.81'' al Oeste

Obtención de entomopatógenos

Los entomopatógenos utilizados para este estudio: *Beauveria bassiana* y *Paecilomyces* sp. y *Bacillus thuringiensis*, fueron proporcionados por el departamento de microbiología y biología molecular de la empresa Biorganix, Mexicana S. A. de C. V., así como la mezcla de los productos y el testigo comercial.

Trabajo en campo

El experimento se llevó a cabo en una área de 864 m², donde cada unidad experimental media 48 m² correspondientes a 4 surcos de 12 m de largo a una distancia entre surcos de 90 cm. La parcela útil estuvo representada por los dos surcos centrales, eliminándose un metro lineal de cada extremo de la parcela experimental, lo anterior con la finalidad de eliminar efectos de borde entre tratamientos cuadro 3.

Cuadro 3. Diseño del experimento en campo.

BQ 1	T1	T6	T8	T7	T4	T2	T3	T5
BQ 2	T2	T5	T1	T6	T3	T8	T4	T7
BQ 3	T6	T7	T4	T8	T2	T5	T1	T3

BQ=Bloque, T=Tratamiento

Para la evaluación de la efectividad biológica en campo, se procedió a la realización de las diferentes dosis (Cuadro 4), para esta etapa se utilizaron organismos entomopatógenos (*Beauveria bassiana*, *Paecilomyces* sp y *Bacillus thuringiensis*), cada uno con diferente concentración expresado en Unidades Formadoras de Colonias (UFC), a cada tratamiento se le agrego un producto adherente orgánico (Biofilm 1.6 ml/L) y un acidificante antiespumante comercial (Acidex-F). Se tenían 2 testigos, uno absoluto y el otro comercial a base de la mezcla de *Metarhizium anisopliae*, *Beauveria bassiana* y *Paecilomyces fumosoroseus*, en dosis de 250 g/ha (TRIPLE H).

Cuadro 4. Tratamientos a base de *Paecilomyces* sp, *Beauveria bassiana*, y *Bacillus thuringiensis* probados para el control de *Bactericera cockerelli*.

Tratamiento	Dosis	UFC
T1 Testigo Absoluto	Agua+Coadyuvantes	--
T2 Bb+Pae+Bt	Baja	$.48 \times 10^7 + 1.3 \times 10^6 + 0.21 \times 10^{10}$
T3 Bb+Pae+Bt	Media	$.64 \times 10^7 + 1.7 \times 10^6 + 0.58 \times 10^{10}$
T4 Bb+Pae+Bt	Alta	$1.9 \times 10^7 + 3.5 \times 10^6 + 0.58 \times 10^{10}$
T5 <i>B. thuringiensis</i>	Alta	1×10^{12}
T6 <i>B. bassiana</i>	Alta	1.9×10^7
T7 <i>Paecilomyces</i> sp	Alta	3.8×10^6
T8 testigo comercial	Alta	1.5×10^{12}

Bb= *Beauveria bassiana*, Pae= *Paecilomyces* sp, Bt= *Bacillus thuringiensis*.

La aplicación de cada tratamiento se realizó con una aspersora manual marca OSATU® de 20 L con una boquilla tipo cono hueco.

Se realizaron cuatro aplicaciones, con un intervalo de cinco días entre cada una de ellas. Para la toma de datos, se realizó un conteo previo del total de ninfas en cada una de las 3 repeticiones por tratamiento, donde se tomaron 3 hojas de la parte central de la planta a evaluar, Una vez echó el preconteo, los otros muestreos fueron hechos antes de cada aplicación de los productos. Las hojas eran trasladadas al laboratorio en una bolsa de papel para evitar

deshidratación y posteriormente realizar el conteo de organismos vivos presentes en cada hoja.

Análisis de datos

Los resultados obtenidos de los conteos tanto de ninfas presentes en el cultivo, fueron analizados mediante el programa estadístico XLSTAT 2009. Para cada caso se determinó el cumplimiento de los supuestos del ANOVA, aquellos que no los cumplieron fueron transformados por medio de una transformación de poder (Box-Cox, λ optimizado y $\alpha=0.05$); posteriormente fueron sometidos a un análisis de varianza (ANOVA $\alpha=0.05$). Enseguida con los datos que se obtuvieron se realizó una prueba de comparación múltiple de medias de Tukey ($\alpha=0.05$), para identificar grupos estadísticos y diferencias significativas entre tratamientos.

Para el cálculo del porcentaje de eficiencia corregida de los tratamientos se empleó la fórmula de Henderson-Tilton, ya que es la recomendada en pruebas realizadas en campo.

$$\% \text{ Corregido de Eficacia} = \left[1 - \frac{n \text{ en } Co \text{ antes de tratado} \times n \text{ en } T \text{ después de tratado}}{n \text{ en } Co \text{ después de tratado} \times n \text{ en } T \text{ antes de tratado}} \right] \times 100$$

Donde:

n = Población de insectos

Co = Control

T = Tratamiento

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

A continuación se explican los resultados obtenidos de acuerdo a las etapas del experimento en laboratorio y campo:

Laboratorio: El trabajo de laboratorio se realizó en dos fases, en la primera fase los resultados obtenidos no fueron satisfactorios, debido a que se encontró una mortalidad alta en el testigo (Mayor al 20 %) por lo que el estudio tuvo que desecharse, este efecto posiblemente fue debido al adherente (Biofilm®), el cual disminuyó el efecto de los entomopatógenos al impedir la movilización de los insectos y causando la muerte por inanición y con ello aumentando el porcentaje de mortalidad (>20 %) (Figura 1).

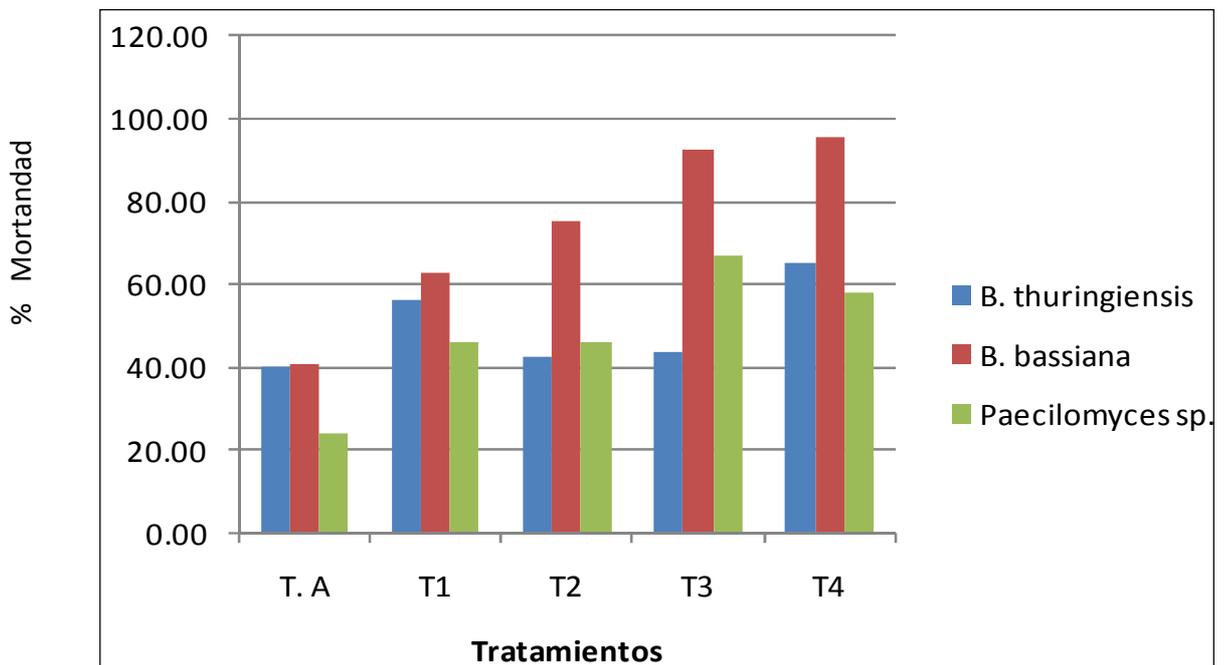


Figura 1. Mortalidad de ninfas de *Bactericera cockerelli* a las 72 hrs después de la aplicación de los productos entomopatógenos.

Debido a lo anterior se tuvo que realizar una segunda fase del ensayo, en el cual ya no se utilizó adherente y fue sustituido por Tween 20. Como se puede observar (Figura 2), los tratamientos tuvieron un comportamiento más uniforme, aunque el testigo presentó mortalidad (< 20 %), los datos se tomaron como aceptables. El mejor tratamiento fue *B. bassiana* a las 72 hr, llegando a obtener hasta el 100 % de mortalidad en las concentraciones más altas, lo cual coincide en la eficiencia con la Agencia de Protección Ambiental (EPA) que menciona que es un entomopatógenos muy eficiente que llega a actuar como adherente impidiendo el desarrollo del insecto, seguido del *Bacillus thuringiensis* con más del 80 % de control y por ultimo *Paecilomyces* sp con un porcentaje del 60 % de mortalidad. Para el caso de las dosis bajas no se encontró mortalidad significativa ya que todos los porcentajes fueron menores al 50 %.

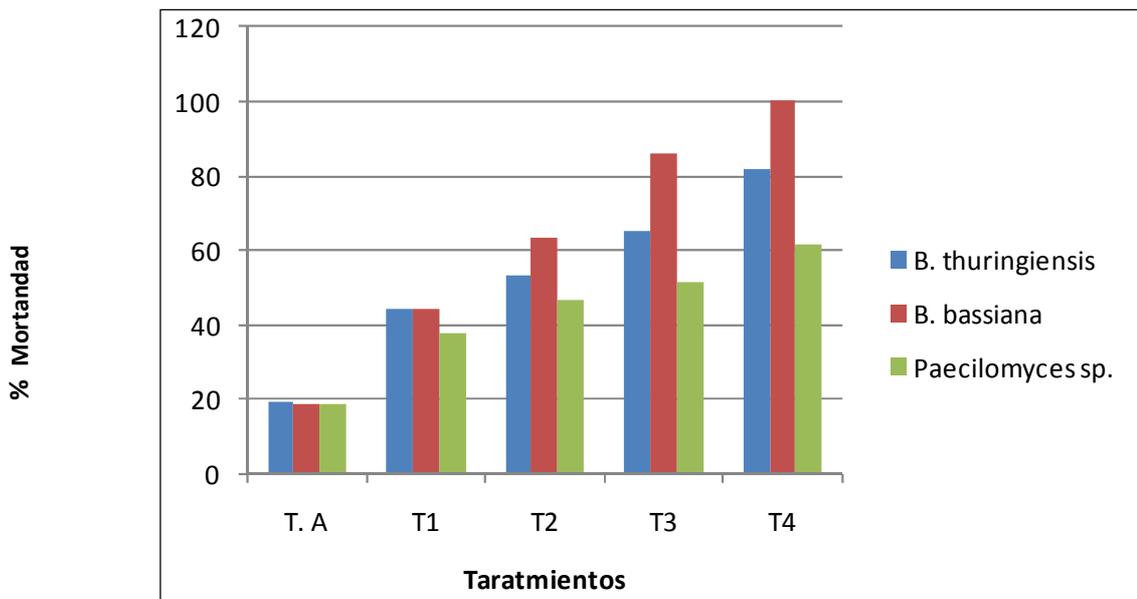


Figura 2. Mortandad de ninfas por tratamiento a diferentes dosis de los entomopatógenos a las 72 hrs.

Como se observa en el cuadro 5, las CL_{50} que se obtuvieron fueron de 0.646, 1.775 y de 0.291. Siendo la CL_{50} más baja la del prototipo BX108 a base de *B. thuringiensis* ya que mostro valores de 0.291×10^{10} para matar el 50 % de la población, seguido de *Beauveria bassiana* (0.646×10^7) y por último a

Paecilomyces (0.646×10^7). Vidal *et al.*, (1997) menciona que *Paecilomyces* es un entomopatógeno que causa buenos efectos en homópteros en cantidades de productos muy bajas, por otra parte Carmona *et al.*, (s/f) comenta que este entomopatógeno es muy susceptible a altas temperaturas y que estas pueden bajar los niveles de efectividad.

Cuadro 5. Concentración letal media (CL₅₀) de los entomopatógenos evaluados.

Producto	Microorganismo entomopatógeno	Concentración del Producto	CL ₅₀	i. a. en 200 L agua
BX109	<i>Beauveria bassiana</i>	3.8×10^7	0.646×10^7	34
BX103	<i>Paecilomyces sp</i>	4.5×10^6	1.775×10^6	78.9
BX108	<i>Bacillus thuringiensis</i>	1×10^{10}	0.291×10^{10}	58.2

Campo: Los datos iniciales del número de ninfas tomados antes de la aplicación de los tratamientos, indicaron que la población de *B. cockerelli* no presentaba diferencias significativas, es decir que todos los tratamientos presentaban poblaciones semejantes en cuanto al número (Figura 3).

En el preconteo la población fue baja, debido a que las condiciones climáticas y etapa fenológica del cultivo no favorecieron el establecimiento y desarrollo de la población. Sin embargo a medida que se realizaba el estudio, las poblaciones se incrementaron (Figura 3).

A nivel general no hubo un comportamiento similar de ninfas en los tratamientos, incluyendo los testigos, ya que en el testigo comercial se encontraron más ninfas que en el testigo absoluto, esto puede ser debido a que en algunos de los muestreos las condiciones climáticas favorecieron el incremento poblacional o el arribo de adultos a la parcela bajo estudio (Figura 3).

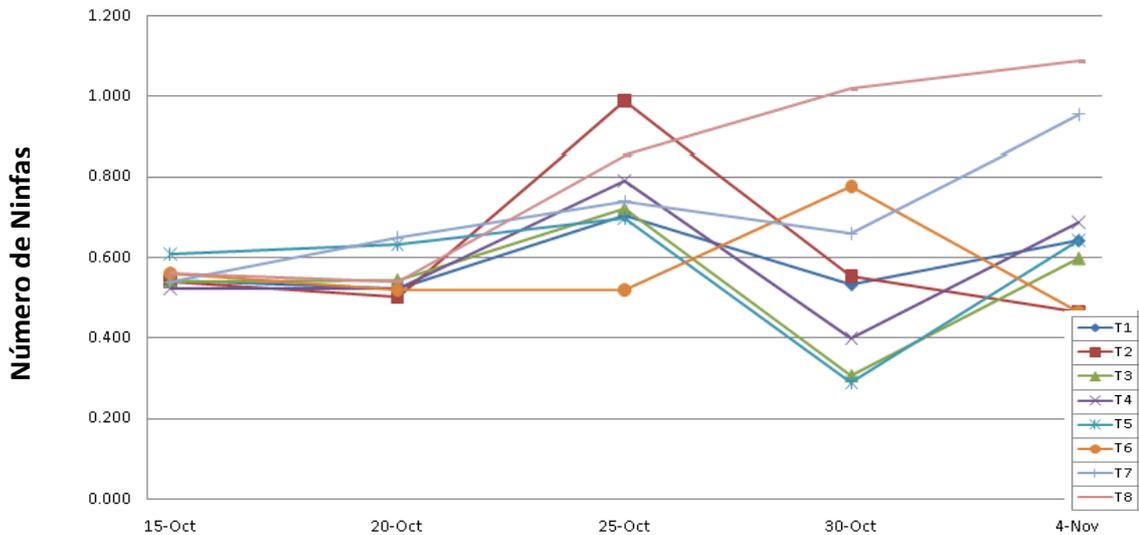
Con respecto al análisis estadístico en los 2 primeros muestreos no hubo diferencia significativa ya que muestran un comportamiento similar como se muestra en el cuadro 6.

Cuadro 6. Prueba de comparación de medias de los entomopatógenos sobre *B. cockerelli*.

	15-Oct	20-Oct	25-Oct	30-Oct	4-Nov
T1	0.540 *A	0.520 A	0.703 AB	0.530 AB	0.640 AB
T2	0.540 A	0.500 A	0.987 A	0.553 AB	0.463 B
T3	0.540 A	0.543 A	0.720 AB	0.307 B	0.597 AB
T4	0.520 A	0.520 A	0.790 AB	0.397 AB	0.687 AB
T5	0.607 A	0.630 A	0.697 AB	0.287 B	0.640 AB
T6	0.560 A	0.520 A	0.520 B	0.777 AB	0.463 B
T7	0.540 A	0.650 A	0.740 AB	0.660 AB	0.953 A
T8	0.560 A	0.540 A	0.853 AB	1.017 A	1.087 A

*Medias con la misma letra no son significativamente diferentes

En el tercer muestreo el T2 y el T6 son estadísticamente diferentes al resto de los tratamientos. Para el cuarto muestreo T3, T5 y T8 fueron los que presentaron un menor número de ninfas sin embargo esto no se reflejó en la comparación de medias. En el último muestreo todos los tratamientos son estadísticamente iguales.



T1= Testigo Absoluto, T2=Bb+Pae+Bt, T3=Bb+Pae+Bt, T4=Bb+Pae+Bt, T5=*B. thuringiensis*, T6=*B. bassiana*, T7=*Paecilomyces* sp y T8=Testigo comercial

Figura 3. Comportamiento de ninfas de *Bactericera cockerelli* a través del tiempo.

Como se muestra en la figura 4 a nivel general no se encontraron resultados superiores al 80 % de control. En comparación con el testigo

absoluto y la mortalidad corregida de los tratamientos. Sin embargo en el tercer muestreo es donde se muestra un menor efecto de los tratamientos, ya que se presentó un incremento en las poblaciones.

Para los últimos dos muestreos (15 y 20 días posteriores al establecimiento de la prueba), todos los productos presentaron un incremento en el control sobre las ninfas de *B. cockerelli* alcanzando los mayores porcentajes durante la cuarta evaluación en los tratamientos T5 (*B. thuringiensis* en dosis alta) con un 74 % y T3 (BT+BB+PC a dosis alta) con 69 %. De igual forma estos dos tratamientos presentaron diferencias significativas con respecto al testigo absoluto (T2: BT+BB+PC a dosis media y T6 *Paecilomyces* sp en dosis alta), alcanzando los mayores niveles de control con 55.8 para los dos tratamientos. Estos resultados coinciden con lo reportado por Elósegui *et al.*, (2010), quienes mencionan que al usar entomopatógenos, en un inicio puede ser lento el control y poco a poco se va incrementando hasta volver a ser lenta, esto debido a los compuestos que libera cada entomopatógenos (Figura 4).

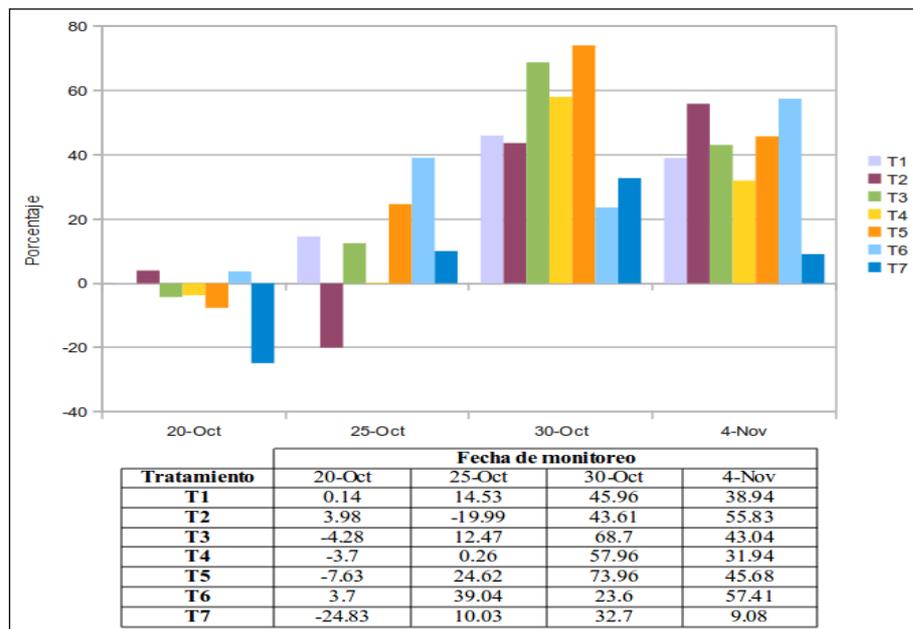


Figura 4. Porcentaje de eficacia corregida del control de ninfas de *Bactericera cockerelli* en los tratamientos con respecto al testigo absoluto (Henderson-Tilton)

CONCLUSIONES

El adherente para la primera fase de laboratorio pudo haber elevado los niveles de efectividad de los entomopatógenos, lo cual demuestra que también por si solo pudiera causar efectos, aunque en campo podría ser afectado por las condiciones climáticas.

El trabajo de laboratorio mostró resultados aceptables, diferentes a los obtenidos en campo, esto debido a que las condiciones climáticas no se pueden controlar y llegan a bajar la eficiencia de los productos o requieren de concentraciones más altas. Para ambos ensayos las mejores concentraciones utilizadas fueron las más altas donde se obtuvieron niveles de eficiencia considerables.

A nivel general los entomopatógenos representan una alternativa de control para *Bactericera cockerelli* sin causar efectos secundarios al medio ambiente y al ser humano.

A mayor concentración de esporas, menos cantidad del producto por eso se recomienda para que sea redituable el empleo de los entomopatógenos, que el producto contenga mayor numero de esporas/L.

LITERATURA CITADA

- Abbott, W. S. 1925. A method of computing the effectiveness of an insecticide. *J. Econ. Entomol.* 18: 265–267.
- Agencia de Protección Ambiental (EPA por siglas en inglés, www.epa.gov/pesticides/biopesticides/factsheets), en su página de internet de hojas de seguridad los productos que contienen *Beauveria bassiana* no presentan efectos patogénicos a ratas y conejos.
- Altre J. A., Vandenberg J. D., Cantone F. A. (1999). Pathogenicity of *Paecilomyces fumosoroseus* isolates to diamondback moth, *Plutella xylostella*: Correlation with spore size, germination speed, and attachment to cuticle. *Journal of Invertebrate Pathology*, 73: 332–338.
- Alves, S. B. 1986. Controle microbiano de insectos. Editora Manole, Sao Paulo, Brazil. 407 p.
- Avilés, G., M. C., J. A. Garzón T., J. A. Marín, P. H. Caro M. 2003. El psilido del tomate *Paratrioza cockerelli* (Sulc.): biología, ecología y su control. In: Taller sobre *Pratrioza cockerelli* Sulc. Como plaga y vector de fitoplasmas en hortalizas. Fundación Produce Sinaloa, A.C. 2da. Ed. Culiacán, México, pp:21-35.
- Assaff, T. A, V. Y. Reyes, E. V. López y M. de la Torre. 2002 Guerras entre insectos y micoorganismos: una estrategia natural para el control de plagas. Avance y perspectiva. Vol. 21:291-295
- Boucias, D., Pendland J., Latge J. (1988) Nonspecific factors involved in attachment of entomopathogenic Deuteromycetes to host insect cuticle. *Applied and Environmental Microbiology*, 54: 1795–1805.
- Burks, B. D. 1943 The North American parasitic wasps of the genus *Tetrastichus* _ a contribution to biological control of insects peste. *Proc. U. S. Natl. Museum.* 93(3170): 505-608.

- Carmona, B. A. L. Gómez, G. O. De la Torre M. M. s/f. Efecto de la temperatura en la variabilidad de las conidias de *Paecilomyces fumosoroseus* Prf provenientes de cultivo solido y sumergido. IPN. México.
- Claydon, N., Grove J. (1982) Insecticidal secondary metabolic products from the entomogenous fungus *Verticillium lecanii*. *Journal of Invertebrate Pathology*, 40: 413–418.
- Cransaw, W., S.1989. The potato/tomato psyllid as a vegetable insect pest. Proc., 18 th Ann. Crop Prot. Inst., Colo. St. Univ. pp. 67-76.
- Díaz, G. O., E. I. Tejada M., y Avalos A. 2005, efecto de insecticidas biorracionales y mezclas de hongos sobre *Bactericera cockerelli* (Sulc.)(Homoptera:Psyllidae).Entomol. Mex. 5:539-541.
- Elósegui, C. Orestes y Elizondo, S. A. I. 2010. Evaluación microbiológica in vitro de mezclas de especies de hongos entomopatógenos ingredientes activos de bioplaguicidas cubanos. Red de Revistas Científicas de América Latina, el Caribe, España y Portugal. Fitosanidad, vol. 14, núm. 2, junio, 2010, pp. 103-109.
- Ferron, P. 1978. Biological control of insect pest by entomopathogenous fungi. In: Annual review of Entomology of United States (23). USA: Annual Reviews. 409-442 p
- Garzón, T., J. A., C. A. Garza y R. Bujanos M.1986. Determinación del insecto vector de la enfermedad del “permanente de tomate” (*Lycopersicum esculentum* Mill) en región del Bajío. XII Cong. Nal. De Fitopatología. SMF. Tuxtla Gutiérrez, Chis. P. 30.
- Gillespie, A., Claydon N. (1989) The use of entomogenous fungi for pest control and the role of toxins in pathogenesis. *Pesticide Science*, 27: 203–215.
- Hawksworth, D. L.; Sutton, B. C.; Ainsworth, G. C. 1983. Ainsworth & Bisby s Dictionary of the Fungus . Commonwealth Mycological Institute. 153-155 p.
- Hegedus, D., Bidochka M., Manipuri G., Khachatourians G. (1992) A comparison of the virulence, stability and cel-wall surface characteristics of three spore types produced by the entomopathogenic fungus

- Beauveria bassiana*. Applied Microbiology and Biotechnology, 36: 785–789.
- Humber, R. A. 1989. Synopsis of a revised classification for the Entomophthorales (zygomycotina). Mycotaxon 34 (2). USA: Mycotaxon. 441-460 p.
- Humber, R. A. 1981. An alternative view of certain taxonomic criteria used in the Entomophthorales (zygomycotina). Mycotaxon (13). USA: Mycotaxon, 1981. 191-240 p.
- James, R. R, Buckner JS, Freeman TP. 2003. Cuticular lipids and silverleaf whitefly stage affect conidial germination of *Beauveria bassiana* and *Paecilomyces fumosoroseus*. Journal of Invertebrate Pathology. 84:67-74.
- Khachatourians, G. G. (1996) Biochemistry and molecular biology of entomopathogenic fungi. In *The Mycota VI* . Human and Animal Relationships, Howard/Miller eds., Springer-Verlag, Berlin. pp 331–364.
- Lacey, L. A., Fransen J. J., Carruthers R. (1996) Global distribution of naturally occurring fungi of *Bemisia*, their biologies and use as biological control agents. In: *Bemisia 1995: Taxonomy, Biology, Damage, and Management*. D. Gerling and R. Mayer, Eds. Intercept, Andover, pp. 401–433.
- Lozano, M. M. Rodríguez, N. Vázquez y G. Gutiérrez. 2000. Efecto de *Metarrizium anisopliae* sobre plagas rizófagas de arracacha (*Arracacia xanthorriza*) en Colombia. Manejo integrado de plagas (Costa Rica). 56:58-64.
- Marín, J. A., 2003. Características morfológicas y aspectos biológicos del psílido del tomate *B. cockerelli* (Sulc) (= *Paratrioza cockerelli*). En taller de *Paratrioza cockerelli*. Bayer Crop Science. Ixtapa, Zihuatanejo, Gro. Pp.47-55.
- Montero, R. L. 1994. Ciclo de Vida y factores de mortalidad del psílido del tomate *Bactericera cockerelli* (Sucl) (Homoptera: Psillidae). Tesis de

- Licenciatura, UAAAN, Buenavista, Saltillo, Coahuila, México, Pp 3, 5, 10 y 49.
- Monzon, A. 2001. Producción, uso y control de calidad de hongos entomopatógenos en Nicaragua. Manejo Integrado de Plagas (63). Costa Rica. 95-103 p.
- Quinlan, R. J. 1988. Use of fungi to control insects in glasshouses. In Burges, M. N. (ed.). Fungi in biological control systems. Manchester University Press, Manchester. p. 18-36.
- Rehner, S. A.; Buckley E. 2005. A *Beauveria* phylogeny inferred from nuclear ITS and EF1-a sequences: evidence for cryptic diversification and links to *Cordyceps* teleomorphs. The Mycological Society of America, Lawrence, KS 66044-8897. *Mycologia*, 97(1), pp. 84-98.
- Roberts, D. (1981) Toxins of entomopathogenic fungi. In: *Microbial Control of Pests and Plant Diseases 1970–1980*, H. D Burges ed., Academic Press., London, New York, Toronto. pp 442–464.
- Roberts, D., Yendol W. (1971) Use of fungi for microbial control of insects. In: *Microbial Control of Insects and Mites*, H. D Burges and Husseys N. eds., Academic Press., Robinson T., Singh D., New York. pp 125–149.
- Soberón, M. y Bravo A. 2007. Las toxinas Cry de *Bacillus thuringiensis*: modo de acción de su aplicación y consecuencias. *Biotecnología V14 CS3.indd* 303.
- Tanada, Y.; Kaya, H. 1993. *Insect Pathology*. Academy Press. New York: McGraw Hill.
- Vargas, C., I. I. 2005. Especies y fluctuaciones poblacionales de cicadelidos y psilidos positivos a fitoplasma en el cultivo de papa y maleza aladaña en Artega Coahuila. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila. 89 p.
- Vega, G. M. T., J. C. Rodríguez M., O. Díaz G., R. Bujanos M., D. Mota S., J. L. Martínez C., A Lagunes T., y J. A. Garzón T. 2008. Susceptibilidad a Insecticidas en dos poblaciones mexicanas del salerillo, *Bactericera cockerelli* (sulc) (Hemiptera: Triozidae). *Agrociencia* 42(4): 463- 471.

- Vidal, I. Fargues J. Lacey L. 1997. Intraespecific variability of *Paecilomyces fumosoroseus*: Effect of temperature on vegetative growth. J. Invertebr. Pathol. 70, 18-26.
- Vilcinskas, A., Jegorov A., Landa Z., Götz P., Matha V. (1999) Effects of beauverolide L and cyclosporin A on humoral and cellular immune response of the greater wax moth, *Galleria mellonella*. Comparative biochemistry and physiology Part C. Pharmacology, Toxicology and Endocrinology, 122: 83–92.

A P E N D I C E

Cuadro 1. Preconteo de ninfas de *Bactericera cockerelli* en el primer muestreo.

Tratamiento	Bloque	No. ninfas	No. ninfas
1	1	0.06	0.56
1	2	0.00	0.50
1	3	0.06	0.56
2	1	0.00	0.50
2	2	0.06	0.56
2	3	0.06	0.56
3	1	0.00	0.50
3	2	0.06	0.56
3	3	0.06	0.56
4	1	0.06	0.56
4	2	0.00	0.50
4	3	0.00	0.50
5	1	0.00	0.50
5	2	0.26	0.76
5	3	0.06	0.56
6	1	0.06	0.56
6	2	0.06	0.56
6	3	0.06	0.56
7	1	0.00	0.50
7	2	0.06	0.56
7	3	0.06	0.56
8	1	0.06	0.56
8	2	0.06	0.56
8	3	0.06	0.56

Cuadro 2. Análisis de varianza.

Categoría	Media estimada	Grupos
5	0.607	A
6	0.560	A
8	0.560	A
1	0.540	A
2	0.540	A
3	0.540	A
7	0.540	A
4	0.520	A

Cuadro 3. Preconteo de ninfas de *Bactericera cockerelli* en el segundo muestreo.

Tratamiento	Bloque	No. ninfas	No. ninfas
1	1	0.06	0.56
1	2	0.00	0.50
1	3	0.00	0.50
2	1	0.00	0.50
2	2	0.00	0.50
2	3	0.00	0.50
3	1	0.13	0.63
3	2	0.00	0.50
3	3	0.00	0.50
4	1	0.06	0.56
4	2	0.00	0.50
4	3	0.00	0.50
5	1	0.06	0.56
5	2	0.13	0.63
5	3	0.20	0.70
6	1	0.06	0.56
6	2	0.00	0.50
6	3	0.00	0.50
7	1	0.13	0.63
7	2	0.26	0.76
7	3	0.06	0.56
8	1	0.00	0.50
8	2	0.06	0.56
8	3	0.06	0.56

Cuadro 4. Análisis de varianza

Categoría	Media estimada	Grupos
7	0.650	A
5	0.630	A
3	0.543	A
8	0.540	A
6	0.520	A
1	0.520	A
4	0.520	A
2	0.500	A

Cuadro 5. Preconteo de ninfas de *Bactericera cockerelli* en el tercer muestreo.

Tratamiento	Bloque	No. Ninfas	No. Ninfas
1	1	0.13	0.63
1	2	0.28	0.78
1	3	0.20	0.70
2	1	0.73	1.23
2	2	0.33	0.83
2	3	0.40	0.90
3	1	0.26	0.76
3	2	0.20	0.70
3	3	0.20	0.70
4	1	0.33	0.83
4	2	0.07	0.57
4	3	0.47	0.97
5	1	0.26	0.76
5	2	0.13	0.63
5	3	0.20	0.70
6	1	0.06	0.56
6	2	0.00	0.50
6	3	0.00	0.50
7	1	0.13	0.63
7	2	0.33	0.83
7	3	0.26	0.76
8	1	0.33	0.83
8	2	0.33	0.83
8	3	0.40	0.90

Cuadro 6. Análisis de varianza

Categoría	Media estimada	Grupos	
2	0.987	A	
8	0.853	A	B
4	0.790	A	B
7	0.740	A	B
3	0.720	A	B
1	0.703	A	B
5	0.697	A	B
6	0.520		B

Cuadro 7. Preconteo de ninfas de *Bactericera cockerelli* en el cuarto muestreo.

Tratamiento	Bloque	No. Ninfas
1	1	0.60
1	2	0.33
1	3	0.66
2	1	0.53
2	2	0.80
2	3	0.33
3	1	0.40
3	2	0.26
3	3	0.26
4	1	0.13
4	2	0.26
4	3	0.80
5	1	0.20
5	2	0.13
5	3	0.53
6	1	0.33
6	2	1.20
6	3	0.80
7	1	0.46
7	2	0.66
7	3	0.86
8	1	1.06
8	2	0.93
8	3	1.06

Cuadro 8. Análisis de varianza

Categoría	Media estimada	Grupos	
8	1.017	A	
6	0.777	A	B
7	0.660	A	B
2	0.553	A	B
1	0.530	A	B
4	0.397	A	B
3	0.307		B
5	0.287		B

Cuadro 9. Preconteo de ninfas de *Bactericera cockerelli* en el quinto muestreo.

Tratamiento	Bloque	No. Ninfas
1	1	0.60
1	2	0.66
1	3	0.66
2	1	0.40
2	2	0.46
2	3	0.53
3	1	0.53
3	2	0.60
3	3	0.66
4	1	1.00
4	2	0.40
4	3	0.66
5	1	0.46
5	2	0.60
5	3	0.86
6	1	0.33
6	2	0.60
6	3	0.46
7	1	0.86
7	2	0.80
7	3	1.20
8	1	1.06
8	2	1.00
8	3	1.20

Cuadro 10. Análisis de varianza

Categoría	Media estimada	Grupos		
8	1.087	A		
7	0.953	A	B	
4	0.687	A	B	C
1	0.640	A	B	C
5	0.640	A	B	C
3	0.597		B	C
2	0.463			C
6	0.463			C

Cuadro 11. Temperaturas medias del rancho el Rancho Los Pirules en Ramos Arizpe, Coahuila.

Fecha	Prec.	T. Max.	T. Min.	T. Med.	VV max.	DVV max.	VV	DV	HR	ET	EP
01/10/2010	0	29.9	13	21.35	12.6	74.8 (E)	2.59	158.12 (S)	56.56	5.5	3.85
02/10/2010	0	29.5	13.2	21.53	13.6	30.6 (NE)	4.36	264.53 (O)	57.4	5.6	4
03/10/2010	0	26.4	13.1	20.16	12.9	41.1 (NE)	3.94	206.21 (SO)	54.69	5.3	3.86
04/10/2010	0	26.5	10.2	18.31	10.9	94.7 (E)	3.56	256.39 (O)	56.14	5.1	3.77
05/10/2010	0	24.5	10.6	17.22	13.1	89.4 (E)	3.23	22.19 (N)	70.1	4.1	3.04
06/10/2010	0	24.7	13.1	18.25	10.6	76.1 (E)	2.72	123.66 (SE)	65.19	3.2	2.79
07/10/2010	0	25.1	10.1	16.88	10.7	58.5 (NE)	2.69	150.57 (SE)	67.08	4.3	3.29
08/10/2010	0	27.6	9.3	17.65	11.2	77.4 (E)	2.55	14.13 (N)	62.68	4.9	3.7
09/10/2010	0	30.2	9.2	19.32	9.6	34.5 (NE)	2.54	18.55 (N)	52.79	5.2	4.11
10/10/2010	0	31.7	10.3	20.77	10	84.3 (E)	2.39	241.29 (SO)	42.91	5.2	4.4
11/10/2010	0	33.8	11.2	21.63	13.8	91 (E)	1.86	291.72 (O)	43.52	4.5	4.06
12/10/2010	0	30.2	12.6	21.72	15	46.5 (NE)	4.56	71.25 (E)	55.11	5.3	4.01
13/10/2010	0	26.9	14.6	20.09	19.8	37.3 (NE)	4.96	292.55 (NO)	64.33	3.3	2.88
14/10/2010	0	25.7	11.8	18.22	12.3	25 (NE)	3.22	248.12 (O)	56.16	4.6	3.48
15/10/2010	0	27.2	10.3	18.12	9	82.5 (E)	2.51	73.84 (E)	51.78	4.7	3.69
16/10/2010	0	28	9.4	17.95	11.1	82.5 (E)	2.82	141.2 (SE)	50.07	4.4	3.86
17/10/2010	0	29.2	11.8	19.37	11.1	86.6 (E)	2.59	119.51 (SE)	56.33	4.5	3.67
18/10/2010	0	32.1	9.8	20.11	15	89.3 (E)	2.54	79.5 (E)	53.9	5	3.92
19/10/2010	0	31.6	11.3	20.63	13.8	75.9 (E)	3.03	141.06 (SE)	56.74	4.9	3.81
20/10/2010	0	27.4	13.8	19.45	13.2	94.6 (E)	2.52	160.19 (S)	74.2	3.7	2.67
21/10/2010	0	30.9	13.5	21.56	11.6	101.4 (E)	2.34	258.01 (O)	68	4	3.13
22/10/2010	0	35	12	21.81	19.6	81 (E)	3	215.87 (SO)	61.59	4.9	3.71
23/10/2010	0	32.8	11.7	21.93	12.9	236.9 (SO)	3.28	53.36 (NE)	55.3	5.2	3.88
24/10/2010	0	33.2	11.8	21.59	9.3	223.6 (SO)	2.11	181.85 (S)	43.76	4.8	3.98
25/10/2010	0	34.8	9.8	22.1	15.7	272.6 (O)	3.37	250.07 (O)	26.29	5.3	5.03
26/10/2010	0	32	13	22.39	9.1	76.7 (E)	2.64	239.53 (SO)	24.5	3.9	4.35
27/10/2010	0	34.6	12.5	22.44	14.3	57.2 (NE)	2.63	129.96	40.68	5	4.24

								(SE)			
28/10/2010	0	21	15.2	17.43	17.3	30.8 (NE)	5.42	71.81 (E)	56.89	1.5	1.88
29/10/2010	0	23.2	7	14.99	7.9	103 (E)	1.81	278.05 (O)	34.55	4	3.57
30/10/2010	0	29.7	5.4	16.75	10	97.7 (E)	1.65	130.63 (SE)	41.68	4.1	3.88
31/10/2010	0	32.7	8.4	20.39	6.3	10.1 (N)	1.33	205.77 (SO)	34.3	4.2	4.39
TOTALES	0+	29.29*	11.26*	19.75*	12.36*	--	2.93 *	152.99(S E)*	52.75*	2+	9+