

**El psílido de la papa y tomate**  
***Bactericera (=Paratrioza) cockerelli* (Sulc)**  
**(Hemiptera: Triozidae): ciclo biológico;**  
**la relación con las enfermedades de las**  
**plantas y la estrategia del manejo**  
**integrado de plagas en la región del OIRSA.**









**ORGANISMO INTERNACIONAL REGIONAL  
DE SANIDAD AGROPECUARIA**

México•Guatemala•Belize•El Salvador•Honduras•Nicaragua•  
Costa Rica• Panamá•República Dominicana

El psílido de la papa y tomate  
*Bactericera* (=Paratrioza) *cockerelli* (Sulc)  
(Hemiptera: Triozidae): ciclo biológico; la  
relación con las enfermedades de las  
plantas y la estrategia del manejo  
integrado de plagas en la región del OIRSA.

ISBN en trámite

Reservados todos los derechos. Se permite la reproducción total o parcial citando la fuente.

Producción editorial



Corporativo Editorial Tauro

Corporativo Editorial Tauro S.A. de C.V.

Félix Cuevas 308, Col. del Valle

C.P. 03100, México, D.F.

[www.editorialtauro.com](http://www.editorialtauro.com)

## Contenido

RESUMEN	1
PALABRAS CLAVE	1
INTRODUCCIÓN	3
1. TAXONOMÍA <i>B. cockerelli</i>	5
2. CICLO BIOLÓGICO	9
2.1. Descripción	9
2.2. Tamaño del insecto	13
2.3. Temperatura y desarrollo	13
2.4. Biología	13
2.5 Hospedantes	14
2 TAXONOMÍA <i>Candidatus Liberibacter solanacearum</i> (Sin. <i>Ca. L. psyllauros</i> )	15
2.1 Descripción	15
2.2 Transmisión	16
3.2 Temperatura	
3. DAÑOS CAUSADOS POR <i>Bactericera cockerelli</i>	17
3.1. Directos	17
3.1.1 Daños por amarillamiento causado por psílicos	17
3.2. Indirectos	18
3.2.1 Punta morada de la papa	18
3.2.2 Zebra chip	19
3.2.3 Permanente del tomate	21
4 Estrategias de manejo	23
4.1. Detección y monitoreo	23
5.2. Control químico	24
5.2.1 Tecnología de aspersión	34
5.3 Control cultural	
5.4 Control biológico	34
5.5 Control legal	35

6. Diseño e implementación de la estrategia de manejo integrado de <i>bactericera cockerelli</i> & <i>Ca. Liberibacter solanacearum</i>	37
6.1. Capacitación	37
6.2 Difusión (transferencia de tecnología)	37
6.3 Investigación	38
6.4 Implementación (logística operativa)	38

## **ORGANISMO INTERNACIONAL REGIONAL DE SANIDAD AGROPECUARIA**

El psílido de la papa y tomate *Bactericera* (=Paratrioza) *cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae): ciclo biológico; la relación con las enfermedades de las plantas y la estrategia del manejo integrado de plagas en la región del OIRSA.

### **Autores técnicos:**

Dr. Rafael Bujanos Muñiz. Investigador

Ing. César Ramos Méndez, Oficial agrosanitario, OIRSA México

### **Directorio**

M.Sc. Efraín Medina Guerra

Director Ejecutivo

Dr. Octavio Javier Carranza de Mendoza

Director Técnico

Dr. Carlos Urías Morales

Director Regional de Sanidad Vegetal

### **OIRSA**

Calle Ramón Beloso, final pasaje Isolde

Colonia Escalón, San Salvador, El Salvador

PBX (503) 2209-9200

Email: [comunicaciones@oirsa.org](mailto:comunicaciones@oirsa.org)

San Salvador, El Salvador, 2015





## **RESUMEN**

El psílido de la papa y tomate *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae) ha sido una de las principales plagas de cultivos de solanáceas durante los últimos años. Esta plaga puede causar daño a los cultivos por alimentación directa y mediante la transmisión de la bacteria patogénica *Candidatus Liberibacter solanacearum* (Sin. *Ca. L. psyllauros*). Se han realizado diversos estudios para determinar la relación de esta plaga y el daño que produce y para desarrollar estrategias de manejo para mitigar los daños causados por esta plaga en una amplia variedad de plantas solanáceas, aunque no se tienen resultados concluyentes de dichos estudios debido a la complejidad del patosistema *Bactericera cockerelli*-solanáceas- *Candidatus Liberibacter solanacearum*. Los estudios realizados en la última década han documentado la variabilidad genética sustancial en esta especie invasora, mejorando la comprensión de la rápida evolución de las interacciones entre el insecto y la enfermedad que transmite, y la mejora de la valoración del potencial invasor de la plaga. El combate del psílido de las solanáceas en los cultivos de solanáceas en la región de OIRSA debe de mejorar su enfoque si es que se quiere mantener la relación beneficio-costo a niveles razonables, sin menoscabo de la calidad de los productos de los cultivos de las solanáceas y del medio ambiente. El continuo incremento en los precios de los plaguicidas hacen cada día más difícil de considerar el combate químico como la única estrategia válida para manejar este insecto plaga y la enfermedad que transmite, por lo que una integración de todas las tácticas de manejo, como son los combates: biológico, cultural, legal y químico, son la única alternativa práctica para alcanzar los objetivos del productor en el mercado, mientras se brinda protección al ecosistema.

Esta revisión tiene por objeto proporcionar una actualización del conocimiento de *B. cockerelli*, la relación con la enfermedad que produce en los cultivos de solanáceas y, sobre todo, actualizar el conocimiento de la estrategia del manejo integrado, para el caso de ambientes agrícolas de Centroamérica propios de países pertenecientes al OIRSA.

## **PALABRAS CLAVE**

Control biológico, psílido de la papa y tomate, enemigos naturales, *Bactericera cockerelli*; *Candidatus Liberibacter solanacearum*, Zebra chip, manchado interno de los tubérculos.



## INTRODUCCIÓN

Es importante resaltar que la identificación de la especie *Paratrioza cockerelli* ocurrió desde 1909, por el trabajo taxonómico de Sulc (1909), a través de los insectos colectados por el Dr. Cockerell, catedrático de la Universidad de Colorado, en los Estados Unidos (Sulc, 1909). Lo cual nos indica que hace más de cien años que se identificó este insecto y desde entonces se tienen problemas con la sintomatología asociada y hasta la fecha no se ha podido resolver, o mejor dicho, no se tiene un tratamiento determinado para manejar esta problemática.

Los psílicos (Hemiptera: Triozidae) eran considerados como plagas secundarias hasta hace algunos años, pero recientemente en varias regiones de México y Centroamérica, se ha asociado a la especie *B. cockerelli*, como responsable de la transmisión de enfermedades fitopatógenas en cultivos de solanáceas (chile, papa y tomate), y de producir daños por su efecto toxinífero en sus plantas hospedantes. El psílido de la papa, *B. cockerelli*, se ha convertido en motivo de gran preocupación debido a su impacto destructivo sobre la papa, tomate y otros cultivos de solanáceas en los Estados Unidos, México y América Central (Munyaneza et al., 2007b). El psílido es asociado con la transmisión de la bacteria *Candidatus Liberibacter solanacearum* (sin. *Ca. L. psyllauros*) la cual también se asocia con la enfermedad en papa Zebra chip (Hansen et al., 2008).

Es importante mencionar que esta partícula bacterial, asociada con el insecto *B. cockerelli* no se ha podido cultivar de manera separada del insecto para probar los postulados de Koch (Davis et al., 2008; Sechler et al., 2009), lo cual ha derivado en diversas dificultades para precisar la etiología de síntomas asociados y así entender su papel como vector de dicho patógeno (Cadena et al., 2003; Rubio-Covarrubias et al., 2011).

Debido a esta problemática, algunos países, incluido México, como Nueva Zelanda (Rubio-Covarrubias et al., 2011), Australia y partes de Europa (Teresani et al., 2015), consideran como plaga cuarentenaria al insecto y a la bacteria asociada y se emiten medidas de manejo de riesgo, ante cualquier intento de movilización de productos agrícolas relacionados.

En México y Centroamérica se siembran varios tipos de chile, tomate y papa de forma, tamaño, color y sabores diversos; la amplia distribución geográfica en el país y los múltiples usos que se le dan al fruto son evidencias de la importancia socioeconómica de estos cultivos. En México durante 2014 se cosecharon 61,409 hectáreas de papa con una producción de 1,678,833 toneladas, 50,962 hectáreas cosechadas de tomate con una producción de 2,875,164 toneladas y 143,465 hectáreas de chile con una producción de 2,732,635 toneladas (SIAP, 2014). Para el caso de Centroamérica durante el 2013 se sembraron 17,372 hectáreas de tomate con una producción estimada de 590,931 toneladas; 4,300 hectáreas de chiles con

una producción estimada de 80,056 toneladas; 28,305 hectáreas de papa con una producción estimada de 662,656 toneladas (FAOSTAT, 2013).

Es evidente que el psílido de la papa y tomate es una grave amenaza para los cultivos de solanáceas de la región, la productividad y el acceso a los mercados se ven severamente amenazados con la aparición de *Candidatus Liberibacter solanacearum* y la relación con su vector *B. cockerelli* (Sulc.). Por lo tanto, se hace necesario contar con información que pueda ayudar a entender el comportamiento del complejo y con ello establecer las medidas necesarias para su control.

# 1. TAXONOMÍA *Bactericera cockerelli*.

En este apartado del documento se hace una revisión breve de la posible presencia de *B. cockerelli* en los países del OIRSA, diferentes a México. El adulto como tal se tiene reportado en Guatemala (Jackson et al., 2009), Honduras (Munyanza et al., 2014), Belice, Nicaragua (Bextine et al., 2013); en República Dominicana, Panamá, Costa Rica y El Salvador; hasta la fecha no se tienen publicaciones oficiales, pero se tienen versiones de que también está presente *B. cockerelli*. La presencia de *Candidatus Liberibacter solanacearum* en la región se tendrá que verificar, y conocer cuál es su estatus. Es necesario realizar una búsqueda y aporte de literatura técnica científica que refuerce lo anterior. Brown y Hodkinson (1988) reportan varias especies de psiloideos para Panamá, aunque dicho reporte pudiera servir de referencia para el resto de países de la región, como para tener una idea de la distribución de este insecto. En el caso de Sudamérica, se tienen los trabajos de Burckhardt en Brasil (Burckhardt and Queiroz, 2012) y Chile (Burckhardt, 1994) en los cuales se hacen referencia a otro psiloideos relacionados con esta plaga y que también pudieran servir de referencia para inferir sobre la distribución de *B. cockerelli*, en estas regiones.

Un apartado de este tipo sería de mucha utilidad para la región de Centroamérica, toda vez que representaría una guía para posibles esfuerzos, tanto académicos como oficiales, para darle seguimiento a este tipo de plagas; sin contar los esfuerzos por conocer la carga de bacteria que conlleva esta plaga y sus posibles efectos en los cultivos de solanáceas de la región. Derivado de lo anterior, es conveniente hacer un seguimiento en las publicaciones de la zona, para saber si este esfuerzo ya se inició –el Dr. Jean-Michael Maes, por ejemplo, desde los años ochenta, fue uno de los precursores de estudios de los psíidos, entre otros grupos de insectos, en Nicaragua–. De acuerdo con la publicación de CABI (2016), se tiene una distribución propuesta para *B. cockerelli*; el problema con la información de CABI es que se basa sólo en publicaciones y no en registros oficiales cuya responsabilidad es directa de los países afectados.

**Cuadro 1.** Distribución de *B. cockerelli*

PAÍS	DISTRIBUCIÓN	ORIGEN	INVASIVA	REFERENCIA
Canadá	Distribución restringida			EPPO, 2014
Alberta	Presente, baja ocurrencia	Introducida	No invasiva	Pletsch, 1947; EPPO, 2014
British Columbia	Presente, baja ocurrencia	Introduced	Not invasive	Pletsch, 1947; EPPO, 2014
Manitoba	Presente, baja ocurrencia	Introducida	No invasiva	Henne et al., 2010a
Ontario	Presente solo en cultivo protegido	Introducida	No invasiva	Ferguson & Shipp, 2002; Ferguson et al., 2003; EPPO, 2014
Quebec	Presente solo en cultivo protegido	Introducida	No invasiva	Ferguson et al., 2003; EPPO, 2014

PAÍS	DISTRIBUCIÓN	ORIGEN	INVASIVA	REFERENCIA
Saskatchewan	Presente, baja ocurrencia	Introducida	No invasiva	Pletsch, 1947; EPP0, 2014
México	Extendido	Nativo	Invasiva	Rubio-Covarrubias et al., 2011; Trumble, 2008; Tuthill, 1945; EPP0, 2014
USA	Presente			EPP0, 2014
Arizona	Extendido	Nativo	Invasiva	Brown et al., 2010; EPP0, 2014
California	Extendido	Nativo	Invasiva	Trumble, 2008; EPP0, 2014
Colorado	Extendido	Nativo	Invasiva	Cranshaw, 1993; EPP0, 2014
Idaho	Extendido	Nativo	Invasiva	Crosslin et al., 2012b; EPP0, 2014
Iowa	Presente			EPP0, 2014
Kansas	Extendido	Nativo	Invasiva	Goolsby et al., 2012; EPP0, 2014
Minnesota	Presente, baja ocurrencia	Nativo		Henne et al., 2012; EPP0, 2014
Montana	Extendido	Nativo		Pletsch, 1947; EPP0, 2014
Nebraska	Extendido	Nativo	Invasiva	Goolsby et al., 2012; EPP0, 2014
Nevada	Extendido	Nativo	Invasiva	Munyaneza et al., 2007a; EPP0, 2014
New Mexico	Extendido	Nativo	Invasiva	Henne et al., 2012; EPP0, 2014
North Dakota	Presente, baja ocurrencia	Nativo		Henne et al., 2012; EPP0, 2014
Oklahoma	Presente, baja ocurrencia	Nativo		Pletsch, 1947; EPP0, 2014
Oregón	Extendido	Nativo	Invasiva	Crosslin et al., 2012a; EPP0, 2014
South Dakota	Presente, baja ocurrencia	Nativo		Pletsch, 1947; EPP0, 2014
Texas	Extendido	Nativo	Invasiva	Munyaneza et al., 2007a; EPP0, 2014
Utah	Extendido	Nativo	Invasiva	Pletsch, 1947; EPP0, 2014
Washington	Extendido	Nativo	Invasiva	Munyaneza et al., 2009a; EPP0, 2014
Wisconsin	Presente, baja ocurrencia	Nativo		Henne et al., 2012
Wyoming	Extendido	Nativo	Invasiva	Wallis, 1955; EPP0, 2014
El Salvador	Presente	Nativo		Bextine et al., 2012; EPP0, 2014
Guatemala	Extendido	Nativo	Invasiva	Munyaneza, 2012; EPP0, 2014
Honduras	Extendido	Nativo	Invasiva	Espinoza, 2010; EPP0, 2014
Nicaragua	Extendido	Nativo	Invasiva	Munyaneza, 2012; EPP0, 2014

La primera descripción de *B. cockerelli* se realizó con ejemplares proporcionados por el profesor Cockerell de la Universidad de Colorado. Los ejemplares fueron colectados en plantas de chile, cuyas semillas

habían sido introducidas a Estados Unidos provenientes de Sudamérica (Sulc, 1909). Inicialmente, esta especie fue ubicada dentro del género *Triozia* (Sulc, 1909), pasando posteriormente al género *Paratriozia* (Cawford, 1914) y finalmente Burckhardt y Lauterer (1997) así como Hodkinson (2009), la ubican dentro del género *Bactericera* en la familia Triozidae, situación que fue corroborada por Burckhardt y Ouvrard (2012), en la revisión realizada de la clasificación de Psylloidea, razón por la cual este insecto se denominaba comúnmente como psílido (Tamayo, 2014).

Hemiptera:	Triozidaes (CAB International, 2015)
Orden	Hemiptera
Suborden	Homoptera
Superfamilia	Psylloidea
Familia	Triozidae
Género	<i>Bactericera</i> (= <i>Paratriozia</i> )
Especie	<i>cockerelli cockerelli</i> (Sulc)
Nombre de la plaga	<i>Bactericera cockerelli</i> (Sulc) 1909
Sinonimo	<i>Paratriozia cockerelli</i> (Sulc)
nombres comunes	(EPPO, 2002)

<b>Español</b>	Pulgón saltador de papa
	Pulgón saltador de tomate
	Salerillo
	Paratriozia
	Psílido de la papa
	Psílido del tomate
<b>Inglés</b>	Potato Syllid
	Tomato Syllid





## 2. CICLO BIOLÓGICO

### 2.1. Descripción

#### **Huevecillos.**

De forma ovoide, de color anaranjado-amarillento, corion brillante, presentan en uno de sus extremos un pequeño filamento, con el cual se adhieren a la superficie de las hojas (Marín, et al., 1995), depositados por separado, principalmente en el envés de la hoja y por lo general cerca del borde de la misma (CAB, 2015).



Figura 1. Huevecillos de *Bactericera cockerelli*.  
Fotografía: Antonio Marín.

#### **Estadíos ninfales.**

Presenta cinco estadíos con forma oval, aplanados dorso-ventralmente, con ojos bien definidos. Las antenas presentan sencilias placoides (estructuras circulares con función olfatoria), las cuales aumentan en número y son más notorias conforme el insecto alcanza los diferentes estadíos. El perímetro del cuerpo presenta estructuras cilíndricas que contienen filamentos cerosos, los cuales forman un halo alrededor del cuerpo (Marín, et. al., 1995).

#### ■ **Primer estadío.**

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 sensoras; ojos notorios tanto 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, et. al., 1995).



Figura 2. Primer estadío de *B. cockerelli*.  
Fotografía: Antonio Marín.

### ■ Segundo estadio.

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 estas dos setas sensoras. Los ojos presentan un color anaranjado oscuro. El tórax es de color verde-amarillento y los paquetes alares se hacen visibles; la segmentación en las patas se hace notoria. Tanto el tórax como el abdomen incrementan su tamaño y con esto las diferentes estructuras contenidas en ellos. El abdomen presenta una coloración amarilla, y se aprecia un par de espiráculos en cada uno de los cuatro primeros segmentos (Marín, et. al., 1995).



Figura 3. Segundo estadio de *B. cockerelli*.  
Fotografía: Antonio Marín.



Figura 4. Tercer estadio de *B. cockerelli*.  
Fotografía: Antonio Marín.

### ■ Tercer estadio.

En éste, la segmentación entre cabeza, tórax y abdomen es notoria. La cabeza es de color amarillo, las antenas presentan las mismas características 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, et. al., 1995).



Figura 5. Cuarto estadio de *B. cockerelli*.  
Fotografía: Antonio Marín.

### ■ Cuarto estadio.

La cabeza y antenas presentan las mismas características 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, 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 presenta un par de espiráculos. La separación entre el tórax y el abdomen es notoria (Marín, et. al., 1995).

■ **Quinto estadio.** La segmentación entre cabeza, tórax y abdomen está definida. Tanto la cabeza como el abdomen presentan 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 tibiae posteriores presentan las características anteriormente 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, et. al., 1995).



Figura 6. Quinto estadio de *B. cockerelli*.  
Fotografía: Antonio Marín.

### Adulto.

Al emerger el adulto presenta una coloración verde-amarillento; es inactivo y de alas blancas que al paso de 3 o 4 horas se tornan transparentes (se conoce como adulto teneral). 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 (se tienen datos que la coloración cambia cuando el adulto se aparea. 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 y antenas filiformes. Tórax: blanco amarillento con manchas café bien definidas, la longitud de las alas es aproximadamente 1.5 veces el largo del cuerpo, venación propia de la familia (Marín, et. al., 1995).



Figura 7. *B. cockerelli* adulto.  
Fotografía: Antonio Marín.

### Adulto hembra.

Abdomen con cinco segmentos visibles más el segmento genital, este 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 (Marín, et. al., 1995). Se muestran fotografías de ejemplares capturados en México.



Figura 8. Hembra adulta.  
Fotografía: Antonio Marín.



Figura 9. Segmento genital en forma cónica.  
Fotografía: Antonio Marín.

### Adulto macho.

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 los genitales con estructuras en forma de pinza que caracteriza a este sexo (Marín et al., 1995). Se muestran fotografías de ejemplares capturados en México.

12



Figura 10. Macho adulto.  
Fotografía: Antonio Marín.



Figura 11. Segmento genital de adulto.  
Fotografía: Antonio Marín.

## 2.2. Tamaño del insecto.

El tamaño de los estados de desarrollo del insecto (huevecillo, ninfa y adulto) se presentan en el Cuadro 2.

**Cuadro 2.** Tamaños de los estados de desarrollo de *B. cockerelli*.

Estados de desarrollo	Largo mm	Ancho mm
Huevo	0.32-0.34	0.18
Ninfa:		
1	0.40	0.21
2	0.52	0.33
3	0.80	0.48
4	1.18	0.75
5	1.65	1.23
Adulto (incluyendo alas):	2.8-2.9 (machos) 2.8-3.2 (hembras)	

Fuente: Department of Agriculture Australian Government, 2012.

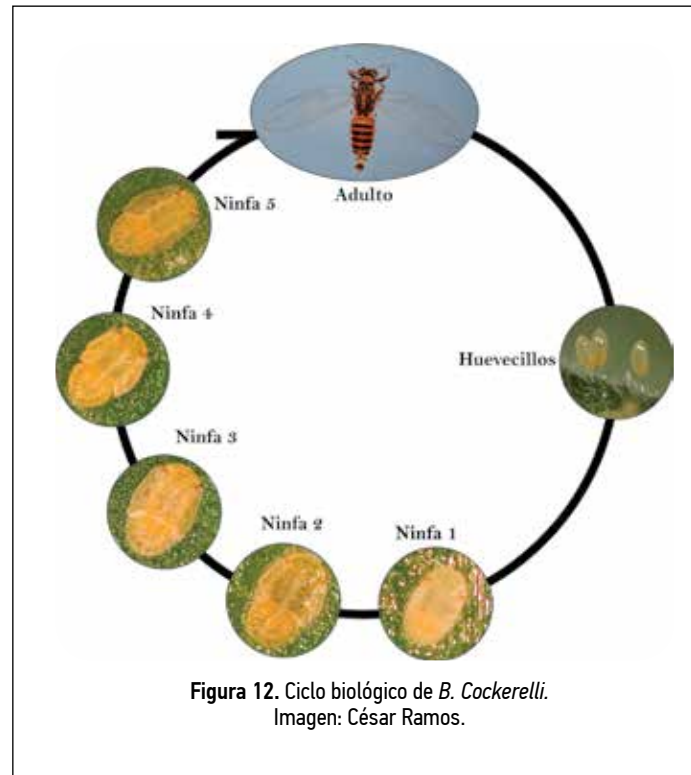
## 2.3. Temperatura y desarrollo.

El rango óptimo de temperatura es de 21-27°C (Capinera, 2001; Munyaneza, 2010), temperatura arriba de 32°C es perjudicial para *B. cockerelli* porque reduce la puesta de huevos y la eclosión, 27 °C es la temperatura óptima para el psílido (Cranshaw, 2001).

## 2.4. Biología.

Las ninfas de *B. cockerelli* toman normalmente una posición debajo de las hojas en las plantas donde el follaje es denso, pero unas cuantas pueden ser encontradas por el haz; su cuerpo es plano como escamas y su color verde dificulta observarlas; cuando están jóvenes se localizan cerca del sitio donde fueron depositados los huevecillos y permanecen inactivas durante los primeros instares. Este insecto generalmente deposita sus huevecillos por el envés y bordes de las hojas, pero si la incidencia es muy alta, también lo hace en las flores (Becerra, 1989 citado por SENASICA, 2009).

Una hembra madura puede poner en promedio 500 huevos en un período de 21 días, aunque se tienen datos de que llegan a ovipositar hasta 1,500 en su ciclo de vida (Garzón, 2010).



## 2.5. Hospedantes.

Los hospedantes principales de *B. cockerelli* son de la familia de las solanáceas tanto cultivadas como silvestres (EPP0, 2012), entre ellas están las especies cultivadas más importante como papa (*Solanum tuberosum*L.), tomate (*Solanum lycopersicum*L.), chile (*Capsicum annum*L.), tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa*), tabaco (*Nicotiana tabacum*), berenjena (*Solanum melongena*L.), en las silvestres se encuentra el toloache común (*Datura stramonium*L.), hierba mora (*Solanum nigrum*L.) (Martin, 2008).

## 2. TAXONOMIA *Candidatus Liberibacter solanacearum* (Sin. *Ca. L. psyllaourous*).

Dominio	Bacteria.
Phyllum	Proteobacteria.
Clase	Alphaproteobacteria.
Orden	Rhizobiales.
Familia	Phyllobacteriaceae.
Género	<i>Candidatus Liberibacter</i> .
Especie	<i>Candidatus Liberibacter Solanacearum</i> . (CAB Internacional, 2015) .
Sinonimias	<i>Candidatus Liberibacter psyllaourous</i> .

### 2.1. Descripción.

Hansen et al., (2008) fueron los primeros en identificar una nueva especie bacteriana de *Candidatus Liberibacter* con un vector diferente a las ya conocidas, *B. cockerelli*. La bacteria fue secuenciada usando pares de *primers* de la región variable espaciadora intergénica 16S-23S rRNAs de tejido de plantas infectadas (Hansen et al., 2008). Estas secuencias fueron posteriormente depositadas en GenBank, la bacteria se nombró *Candidatus Liberibacter psyllaourous* y es una  $\alpha$ -proteobacteria gramnegativa no cultivable que está asociada con el tejido del floema de las plantas (Hansen et al., 2008; Lin et al., 2009). Los resultados indicaron que la infección de *Ca. L. psyllaourous* puede ocurrir con todas las etapas del ciclo biológico de *B. cockerelli*, aunque puede variar con los huevos que muestran una frecuencia de un 15 a 47 por ciento la infección, lo que sugiere la transmisión transovárica de *Ca. L. psyllaourous* (Hansen et al., 2008). Para *B. cockerelli* criado en papas, la infección *Ca. L. psyllaourous* desde el primer instar hasta el estado adultos que parecía ser fijado en 100%, mientras que *B. cockerelli* criado en tomate mostró infección 100% de *Ca. L. psyllaourous* hasta el tercer estadio ninfal (Hansen et al., 2008). Esta investigación también reveló la transmisión de *Ca. L. psyllaourous* por *B. cockerelli* después de una semana de exposición a una planta de papa o tomate y posteriormente se visualizaron los síntomas, que eran consistentes con la descripción de Zebra chip de Munyaneza et al., (2007a) (Hansen et al., 2008). La investigación posterior por Munyaneza (2010) ha informado de que basta solo un espécimen de *B. cockerelli* para transmitir *Ca. L. psyllaourous* dos horas después de la colonización de la planta. El mecanismo exacto de transmisión se desconoce, pero se sospecha que las bacterias se inyectan durante la salivación en el floema.

En enero de 2008, la investigación relacionada sobre la etiología de una nueva enfermedad de tomates y pimientos de invernadero se llevó a cabo en Nueva Zelanda (Crosslin et al., 2010). Ese mismo año se descubrió un organismo tipo bacteria en el floema de plantas sintomáticas. Usando la reacción en cadena de la polimerasa (PCR) se utilizaron *primers* para amplificar el ADN procariótico putativo extraído de plantas sanas y enfermas de tomate y pimiento; el resultado fue la detección de *Ca. L. solanacearum* (Liefing



et al., 2008). Posteriormente se reportó que *Ca. Liberibacter psyllarous* y *Ca. Liberibacter solanacearum* correspondían a la misma especie (Brown et al., 2010).

El análisis de secuencias depositadas en el GenBank de diferentes regiones amplificadas (16s, 50s rplJ y rplL, 16s/23s) haplotipos de *Ca. Liberibacter solanacearum* primero se reportaron tres haplotipos, clasificándolos de acuerdo al hospedantes, dos de ellos se asociaron a solanáceas teniendo como vector a *B. cockerelli* y el tercero se asociaba a zanahoria con *Trioza apicalis* como vector (Nelson et al., 2011). Posteriormente, se realizó un análisis más detallado usando microsatélites (SSR) como marcadores moleculares, se identificaron dos principales linajes en las poblaciones de Norteamérica, mientras que para las poblaciones de *Ca. Liberibacter solanacearum* de México solo se identificó uno (Lin et al., 2012).

Desde la publicación de los *primers* por Hansen et al., (2008) y Liefing et al., (2009), varios laboratorios en los EE.UU., México y Nueva Zelanda han documentado la infección de *Ca. Liberibacter solanacearum* en los cultivos agrícolas de solanáceas y en otras hospedantes solanáceas, tales como tomate de árbol (*Solanum betaceum*), cabo grosella espinosa (*Physalis peruviana*), hierba mora (*Solanum elaeagnifolium*), y solanáceas negro (*Solanum ptychanthum*) (Abad et al., 2009; Brown et al., 2010; Crosslin y Bester, 2009; French--Monar, 2010; Li et al., 2009; Liefing et al., 2008; McKenzie y Shatters, 2009; Munyaneza et al., 2009<sup>a</sup>).

## 2.2. Transmisión.

El principal vector de *Ca. Liberibacter solanacearum* es *B. cockerelli* (Sulc.) o el psílido de la papa y el tomate, esta es una plaga que afecta a las plantas principalmente por su mecanismo de alimentación, el cual consiste en un aparato bucal tipo picador–chupador, que está armado con un estilete forado por dos ductos, uno de entrada y uno de salida. En la planta, las ninfas y/o adultos introducen el estilete hasta el floema; por uno de los conductos el insecto succiona la savia u por otro inyecta su saliva a la planta, este tipo de alimentación produce daños directos, como amarillamiento de hojas, entrenudos acortados, retraso del crecimiento de las plantas e indirectos por la transmisión de procariotes y fitoplasmas (Beltran, 2014; Garzón et al., 2005).

## 3.2. Temperatura.

La temperatura es un factor importante en el desarrollo de los síntomas por infecciones de *Ca. Liberibacter solanacearum*, temperaturas por debajo de 17°C retardan el desarrollo de la bacteria y los síntomas de la enfermedad y temperaturas superiores a los 32°C son perjudiciales para la bacteria dado que es sensible a altas temperaturas (Munyaneza, 2011; Beltran, 2014).

### 3. DAÑOS CAUSADOS POR *Bactericera cockerelli*.

Existe una gran cantidad de referencias bibliográficas sobre los efectos ocasionados por *B. cockerelli* durante la alimentación en las plantas hospedantes y su posible transmisión de enfermedades; no está claro aún, qué enfermedades transmite el vector, sin embargo, se asocia a la punta morada de la papa, permanente del tomate, amarillamiento por psílidos, Zebra chip y por último fitoplasmas, por lo tanto se menciona que *B. cockerelli* causa daños directos sobre las plantas hospedantes como extracción de savia, inyección de toxinas por la alimentación de las ninfas (Carter 1939; Cranshaw 2007 citados por Rojas, 2010), y la secreción de mielecilla y en consecuencia el crecimiento de hongos (fumaginas) los cuales obstruyen el proceso de fotosíntesis (Nguyen 2001, Hodkinson 2009; citados por Rojas, 2010), sin embargo, la importancia de los daños indirectos se debe a la transmisión de procariotes y fitoplasmas (Garzón et al., 2005).

#### 3.1. Directos.

Este daño lo causan solo las ninfas, debido a la inyección de toxinas, inducen síntomas en las hojas de las plantas de papa que se conoce como amarillamiento de la papa y que llega a causar el manchado del tubérculo. En tomate, papa y chile los daños ocasionados por las ninfas pueden matar a las plantas si se establecen en sus hojas antes de su floración. En las hojas colonizadas por las ninfas se ha encontrado una actividad anormal tipo hormonas. Las plantas se ven amarillentas y raquíticas, con merma de rendimiento y tubérculos pequeños, de poca calidad comercial. Si las ninfas permanecen en la planta, también llegan a causar el manchado del tubérculo; no obstante, éste, como semilla, puede producir plantas normales si no fue infectado por el patógeno (Garzón, 2002).

##### 3.1.1. Daños por amarillamiento causado por psílidos.

El amarillamiento causado por psílidos es una enfermedad sistémica infecta toda la planta de papa y otras solanáceas (Carter, 1939). Las plantas con síntomas de amarillamientos incluyen una reducción en el crecimiento, falta de vigor en el nuevo follaje, clorosis o enrojecimiento / color púrpura de las hojas, deformación basal de hojas, entrenudos acortados y engrosadas, linfáticos agrandados, tubérculos aéreos, senescencia prematura y muerte de la planta (Pletsch, 1947; Citado por Butler y Trumble, 2012).

El amarillamiento marginal y el doblamiento hacia arriba o el enrollamiento de las hojas más jóvenes son de diagnóstico típico de los amarillamientos causados por psílidos. Los estudios histológicos de las plantas enfermas encontraron grandes depósitos de gránulos de almidón en la corteza y la médula de los tallos y pecíolos así como en la necrosis del floema en los tallos, estolones y raíces (Eyer y Crawford, 1933; Eyer y Miller, 1938 citados por Butler y Trumble, 2012). Otros estudios concluyen que se disminuyeron los contenidos de nitratos, clorofila y caroteno, y la disminución de los contenidos en almidón en los tubérculos de plantas enfermas por el amarillamiento de los psílidos (Eyer, 1937; Schaal, 1938; Carter, 1973; citador por Butler y Trumble, 2012).

El amarillamiento causado por psílicos en plantas enfermas de papas y tomates demuestra disminuciones significativas en los rendimientos. Los tubérculos a partir de plantas de papa infectadas con amarillamientos son pequeños, deformes, flácidos, y tienen una piel áspera (Cranshaw, 1994). Estos tubérculos a menudo han asociado con ellos varios efectos tales como germinación temprana, brotes débiles y las plantas significativamente menores (Cranshaw, 1994). En los tomates, los síntomas foliares son similares a los de las papas además del efecto sobre el tamaño y calidad de los frutos y el rendimiento puede reducirse significativamente debido al amarillamiento causado por los psílicos (Cranshaw, 1994), con pérdidas que alcanzan el 80% (Liu y Trumble, 2006).

En general, los estadios ninfales de *B. cockerelli* son la etapa del ciclo biológico que producen la enfermedad causada por el amarillamiento, y parece que son inherentemente toxigénica (Cranshaw, 1994). Mediante pruebas repetidas (Richards et al., 1933), encontraron que las densidades tan altas de adultos de *B. cockerelli* por planta de papa, no lograron producir síntomas de amarillamientos. Aunque Daniels (1934) encontró que los adultos fueron capaces de producir síntomas de la enfermedad en plantas de tomate para trasplante. Richards (1931) encontró que menos de 15 ninfas no indujeron síntomas uniformes de la enfermedad en las papas, pero con infestaciones mayores, los síntomas aparecen entre 4-6 días. Las plantas de papa pueden reanudar una apariencia normal y saludable si las ninfas son eliminadas 5-10 días después de la aparición de los primeros síntomas (Arslan et al., 1985). Para los tomates, las relaciones con respecto al número de ninfas por planta y el umbral de daño resultante puede variar entre los cultivares; sin embargo, van a aparecer síntomas de amarillamientos cuando al menos ocho ninfas se alimenten en plantas de tomate de dos semanas de edad (Liu y Trumble, 2006). Estudios adicionales (Liu et al., 2006) encontraron que los cultivares de tomate también exhiben diferentes potenciales de recuperación, y como un medida conservadora recomiendan tratar cultivares de tomate cuando el número de *B. cockerelli* sea de 10 ninfas por planta por un período de cinco días.

A través de injertos con papas, los amarillamientos pueden causar efectos similares en plantas de papas sanas; sin embargo, los injertos sucesivos dan lugar a una recuperación gradual de la plantas (Cranshaw, 1994), lo que sugiere que un microorganismo patógeno no está involucrado con tales amarillamientos y apoya la hipótesis de la toxina. Quizás la demostración práctica más contundente ocurre cuando en un cultivo de papa se controlan las poblaciones de *B. cockerelli* que son la fuente primaria de la toxina, existe una remisión de los efectos causados por la saliva toxifera

## 3.2. Indirectos.

Se ha relacionado a *B. cockerelli* con las enfermedades:

### 3.2.1. Punta morada de la papa.

Los síntomas de la enfermedad conocida como punta morada de la papa (PMP) en México son similares

a Zebra chip en los Estados Unidos y han sido reportados en diferentes países como: México (Rubio et al., 2006), Nueva Zelanda (Liefing et al., 2008), el noroeste de los Estados Unidos y en Centroamérica (Munyaneza et al., 2007; Munyaneza et al., 2008; Secor et al., 2009). Los síntomas de la PMP se caracterizan por un achaparramiento de la planta, abultamiento del tallo en los lugares de inserción de las hojas, formación de tubérculos aéreos y las hojas superiores tienden a adquirir una coloración morada en algunas variedades. Los tubérculos provenientes de plantas con síntomas de PMP desarrollan un pardeamiento interno y generalmente no brotan, o si lo hacen, sus brotes son muy delgados o ahilados (Rubio et al., 2011).



**Figura 13.** Punta morada de la papa.  
Fotografía: Dr. Alberto Flores Olivás.



**Figura 14.** Rayado de la papa (Zebra chip).  
Fotografía: <https://gd.eppo.int>.

### 3.2.2. Zebra chip.

Varios autores mencionan en diversos reportes que los síntomas asociados con la enfermedad conocida como Zebra chip fue documentada por primera vez en cultivos de papa cerca de Saltillo, México, en 1994 (Secor y Rivera-Varas, 2004; Munyaneza et al., 2007a), aunque son solo suposiciones dado que la verificación precisa de Zebra chip y su asociación con *Ca. Liberibacter solanacearum* se realizó hasta 2009 (Hansen et al., 2008).

Las papas afectadas por la enfermedad presentaban los siguientes síntomas en la parte aérea: el retraso del crecimiento, clorosis, entrenudos hinchados, proliferación de yemas axilares, tubérculos aéreos, pardeamiento del sistema vascular, hoja quebradizas, y la muerte prematura de la planta (Munyaneza et al., 2007b). Los síntomas de los tubérculos infectados se muestran a través de todo el tubérculo desde el extremo del tallo hasta el final del brote e incluyen lenticelas del tallo subterráneo agrandado, estolones colapsados, lesiones del anillo vascular color marrón, moteado necrótico de los tejidos internos (Munyaneza et al., 2007a). Las papas que se procesan a partir

de tubérculos infectados presentan vetas de color marrón oscuro intenso, de ahí el nombre Zebra chip, lo que provoca el rechazo de papas para el mercado en fresco y para fritura (Munyanza et al., 2007a). Los cambios de color son más evidentes después de freír, pero a menudo pueden ser detectados en tubérculos frescos (Fig. 10). Además, los tubérculos infectados por la enfermedad brotan significativamente menos que los tubérculos libres de la enfermedad o simplemente no brotan en absoluto; si brotan, se producen plantas débiles que disminuyen significativamente la supervivencia (Henne et al., 2010; Munyanza et al., 2007a). Además, los efectos fisiológicos de la infección de Zebra chip en los tubérculos de papa incluyen el aumento en forma significativa de los niveles de tirosina, compuestos fenólicos, el ácido salicílico y la fuga de iones, así como el contenido mineral alterado en los tubérculos afectados en comparación con los tubérculos sanos (Navarre et al., 2009; Miles et al., 2009, 2010).

En los Estados Unidos de América Zebra chip fue identificada por primera vez en los campos comerciales del Valle del Río Grande en Texas en 2000 y desde entonces ha sido registrado en Arizona, California, Colorado, Kansas, Nebraska, Nevada y Nuevo México (Secor y Rivera-Varas, 2004; Munyanza et al., 2007a). En el cultivo de papa durante 2004 a 2006, las pérdidas económicas debidas a Zebra chip tanto para los productores de papa y procesadores en numerosas lugares en los EE.UU. y México a menudo condujeron al abandono de los cultivos resultando en pérdidas que excedían a varios millones de dólares (Munyanza et al., 2007a). Solo en Texas, esta enfermedad ha sido responsable de una reducción de la superficie cultivada de papa en un 20%, y se estima que sea el responsable de pérdidas de 25 millones durante los brotes epidémicos de 2004-2006 (Wen et al., 2009). La enfermedad también se ha documentado en los campos de papa en Guatemala y Honduras con la incidencia de hasta el 80% de pérdidas totales de campo a causa de los tubérculos no comercializables (Secor y Rivera-Varas, 2004; Crosslin et al., 2010).

Munyanza *et al.*, (2007a) fueron los primeros en dilucidar la asociación entre la alimentación de *B. cockerelli* y la expresión de los síntomas de Zebra chip en la papa. En un estudio de invernadero y campo en Washington Munyanza et al. (2007a); encontraron que las plantas de papa no expuestas a *B. cockerelli* no presentaron síntomas de la enfermedad, pero las plantas expuestas a *B. cockerelli* mostraron síntomas tres semanas después de la infestación con *B. cockerelli*. Además, plantas expuestas al psílido presentaron síntomas iniciales de plantas con enrollamiento de las hojas y decoloraciones amarillento-rojizo con síntomas posteriores de plantas y tubérculos que exhibieron los síntomas típicos Zebra chips (Munyanza et al., 2007a). También se documentaron resultados comparables por Munyanza et al. (2007b) en Texas, mediante el cual las plantas de papa no expuestas a *B. cockerelli* no mostraron síntomas de la enfermedad y plantas expuestas a los psíidos mostraron claramente los síntomas. En estas condiciones de campo, el insecto predominante, cuando la enfermedad era frecuente, fue *B. cockerelli* (Munyanza et al., 2007a; Goolsby et al., 2007). La investigación posterior, reveló que las poblaciones de *B. cockerelli* de diferentes localidades geográficas tuvieron una variación en su capacidad para infectar papas con Zebra chip (Munyanza et al., 2008).

### 3.2.3. Permanente del tomate.

*Ca. Liberibacter solanacearum* (Sin. *Ca. L. psyllaerous*), está asociado como responsable de la enfermedad Permanente del tomate y Punta morada de la papa-manchado del tubérculo (Zebra chip) y es transmitida por *B. cockerelli* (Garzón et al., 2009).

En el caso de México, el *Permanente del tomate*, inicia con una clorosis de los bordes y un enrollamiento de las hojas inferiores que adquieren una estructura quebradiza, con un verde intenso y brillante. Las flores se secan (aborto). Las plantas quedan achaparradas, más verdes de lo normal y finalmente se tornan amarillentas, secándose por fungosis en la raíz, causada por el debilitamiento de la planta y mayor susceptibilidad al ataque de otros patógenos (Garzón et al., 2009).



**Figura 15.** Permanente del tomate  
Fotografía: Dr. José Antonio Garzón.



## 4. ESTRATEGIAS DE MANEJO.

Las estrategias de manejo dirigidas contra el psílido *B. Cockerelli* son los únicos medios efectivos para manejar los problemas fitosanitarios que se generan en los cultivos de solanáceas, sin embargo, las fuertes pérdidas económicas que ha causado la plaga, ocasionan que en la mayoría de los casos el control esté basado en su totalidad en el control químico haciendo un lado la posibilidad de complementar con estrategias de control biológico donde se ha demostrado que son una buena opción de control complementaria.

### 4.1. Detección y monitoreo.

El monitoreo de las poblaciones del psílido de la papa y el tomate sirve para determinar su presencia y conocer la estructura de sus poblaciones; es decir, cuál es la proporción relativa de sus diferentes estados biológicos y si están presentes en una densidad de población que requiera llevar a cabo alguna acción de manejo, ya sea a nivel regional o de unidad de producción.

El monitoreo es un valioso auxiliar para determinar el inicio del proceso de inmigración al cultivo y para determinar la eficacia de las tácticas de manejo que se estén utilizando. En general para el caso de los insectos vectores de enfermedades de los cultivos de solanáceas es importante prevenir la transmisión mediante este enfoque preventivo.

#### **Muestreo de foliolo.**

El muestreo se realiza dos veces por semana, se deben realizar en las orillas y en el centro del cultivo, diez hojas por sitio de muestreo, las hojas a revisar deben ser de la parte media a baja de la planta y las que estén menos expuestas los adultos y ninfas prefieren estas zonas, la revisión debe ser minuciosa apoyándose con lupas, el muestreo es el sistema más adecuado para el monitoreo de las poblaciones de estados inmaduros (huevos y ninfas). Crespo (2012) investigó tamaños de muestra en tomate de cáscara y propuso metodologías para asegurar tamaños de muestra y metodologías robustas en función de la región agrícola que se trate. En los Estados Unidos el Dr. John Trumble ha desarrollado ensayos para recomendar tamaños de muestra en función del estado de desarrollo de *B. cockerelli*; en Nueva Zelanda también se han generado metodologías de muestreo fundamentadas en esquemas de muestreo secuencial, debido al carácter cuarentenario en que se clasifica.

#### **Muestreo con red entomológica.**

El muestreo con red de golpeo o entomológica (Fig. 16), es la mejor herramienta para determinar la incidencia de insectos adultos dentro del cultivo. Debe de realizarse desde que aparece el follaje del cultivo. Realizando dos muestreos por semana. El muestreo debe de realizarse en las orillas y en el centro de la tabla para determinar la invasión de la plaga. Con veinte redazos o golpes por sitio de muestreo son suficientes para determinar la incidencia de la plaga.





Figura 16. Muestreo con red entomológica  
Fotografía: Dr. Rafael Bujanos.

### Trampas amarillas.

Las trampas amarillas son efectivas para detectar poblaciones inmigrantes de insectos al cultivo y deben de colocarse desde el inicio del cultivo, se recomienda el empleo de trampas rectangulares de 48 pulgadas<sup>2</sup> (Garzón et al, 2007). Las más efectivas para capturar insectos vectores son las de color amarillo.



Figura 17. Trampas de cartón  
Fotografía: Dr. Rafael Bujanos.

## 5.2. Control químico.

El comité de acción sobre la resistencia a los insecticidas (IRAC, por sus siglas en inglés) ha desarrollado una clasificación de los insecticidas según el modo de acción (MoA) y promueve su uso como una de las bases más efectivas y sustentables del manejo de la resistencia a insecticidas (MRI) (IRAC, 2015). Así, esta clasificación provee a los productores agrícolas, técnicos y a todos los profesionales del sector con una guía amigable para la selección de insecticidas y/o acaricidas en los programas del MRI.

Quando se incrementa la resistencia de un insecto-plaga a los insecticidas, no solamente tiene un comportamiento ineficaz el producto en cuestión, sino que también puede conferir resistencia cruzada hacia

otros compuestos químicos relacionados. Esto es porque los compuestos dentro de un mismo grupo químico comúnmente comparten un MoA común. La resistencia se desarrolla comúnmente por una modificación genética del sitio de acción. Cuando esto sucede, la interacción del compuesto con el sitio de acción objetivo se reduce y el producto pierde su eficacia como plaguicida. Debido a que todos los compuestos dentro del mismo grupo químico comparten un MoA común, hay un riesgo alto que la resistencia que se ha desarrollado sea conferida automáticamente por resistencia cruzada a todos los compuestos en el mismo grupo.

Mediante la selección de secuencias adecuadas de insecticidas con grupos de diferentes MoA, puede desarrollarse un programa efectivo del MRI. Esta estrategia efectiva ayuda a conservar la utilidad y diversidad de insecticidas para el control del insecto-plaga. En el presente trabajo se detalla el modo de acción de los insecticidas disponibles para el control del pulgón saltador, entre los que destacan: los insecticidas que actúan sobre el sistema nervioso; los productos que intervienen con la metamorfosis; los que inhiben la síntesis de la cutícula; y los insecticidas que inhiben procesos metabólicos. Adicionalmente se propone el cuadro básico de recomendación de insecticidas para el control químico de insectos vectores de enfermedades virales y bacterias no cultivables del chile en México. El caso del pulgón saltador *B. cockerelli*; es un avance de la investigación que sobre esta táctica se ha desarrollado hasta el presente por diversas instituciones de investigación y académicas, y la experiencia de técnicos y productores agrícolas.

**Cuadro 3.** Grupos de insecticidas para el control psílido de la papa y tomate.

GRUPO Y MODO DE ACCIÓN		SUBGRUPO QUÍMICO O INGREDIENTE ACTIVO
1A	Inhibidores de la Acetilcolinesterasa.	Carbamatos.
1B		Organofosforados.
2A	Bloqueadores del receptor de los canales de cloro GABA.	Endosulfán.
3A	Moduladores de los canales de sodio.	Piretroides.
4A	Agonistas de los receptores nicotínicos de la acetilcolina.	Neonicotinoides.
4D		Flupyradifurone.
5	Moduladores de los receptores alostérico nicotínico de la acetilcolina.	Spinosinos (Spinosad).
6	Moduladores de los canales de cloro.	Avermectinas.
7C	Mímicos de la hormona juvenil.	Pyriproxyfen.
9	Moduladores de los órganos cordotonales.	Pymetrozine.
23	Inhibidores de la síntesis de lípidos.	Derivado del ácido tetrónico: Envidor y Oberon.
28	Moduladores de los receptores de la ryanodina.	Diamidas.
29	Moduladores de los órganos cordotonales.	Flonicamid.
UN	Compuestos de modo de acción desconocido o incierto.	Azaridactina.

Como referencia se presenta el cuadro básico de recomendación de insecticidas para el control químico del pulgón saltador *Bactericera (=Paratrioza) cockerelli* en los cultivos de papa, tomate y chile en México,

se presenta en los cuadros 3, 4 y 5, respectivamente. Es importante señalar que cada uno de los países deberá hacer uso de las materias activas autorizadas por las autoridades competentes. Este cuadro tiene como propósito informar y actualizar a los asesores técnicos y a los productores sobre las posibilidades del combate químico del pulgón saltador en los cultivos ya mencionados. La información que se produce constantemente respecto al control químico de los insectos vectores en estos cultivos sea dinámica, en cuanto al registro y/o restricción de algunos productos, al problema de resistencia, a la disponibilidad de algunos productos en el mercado, etcétera. Es necesario analizar anualmente la información al respecto, con la finalidad de corregir cualquier desviación y, sobre todo, aportar aquella información novedosa que sirva para la toma de las decisiones en esta táctica de manejo.

El cuadro básico está conformado por seis columnas con la siguiente información:

**1. Insecticida.** Parte de esta información se tomó del manual de plaguicidas autorizados por la Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA), y de los registros de plaguicidas y nutrientes vegetales de la Comisión Federal para la Protección contra Riesgos Sanitarios, México (COFEPRIS, 2013).

**2. Grupo MoA.** Los insecticidas tienen estructuras químicas que les permiten ser clasificados sobre la base de la similitud de la química del ingrediente activo. Por lo tanto, todos los miembros de una clase de insecticidas tienen características similares. La estructura química de un insecticida generalmente define su sitio y modo de acción. El sitio de acción se define como la ubicación física dentro de un organismo, donde el insecticida actúa. Modo de acción, se define como la acción de un insecticida en su sitio de acción. En otras palabras, el modo de acción de un insecticida es la manera en la que se provoca la interrupción fisiológica en su sitio de acción. Por lo tanto, la clase de insecticida, sitio de acción y modo de acción son conceptos altamente relacionados entre sí.

**3. Formulación.** En esta columna se indica la presentación física del producto comercial y la concentración en porcentaje del ingrediente activo indicado en la garantía de composición de etiqueta: CE= Concentrado emulsionable; PS= Polvo soluble; WDG= Gránulos dispersables en agua; CD= Concentrado dispersable; SC= Suspensión concentrada; ES= Emulsión en suspensión; LS= Líquido soluble; WG= Gránulos dispersables. Además la concentración en porcentaje del ingrediente activo indicado en la garantía de composición de etiqueta.

**4. Dosis/ha.** En esta columna se indican las dosis recomendadas para cada insecticida. Cuando la dosis recomendada de un producto no es efectiva, no lo mezcle con otro para incrementar su toxicidad, ni aumente su dosis; si la ineffectividad es consistente es preferible evitar su uso.

**5. CT (Categoría Toxicológica).** La categoría toxicológica de los productos fitosanitarios ha sido deter-

minada sobre la base de la  $DL_{50}$  aguda oral o dermal, según sea el producto formulado comercializado en forma sólida o líquida; y es un indicativo de la peligrosidad del producto con el que se trabaja. La  $DL_{50}$  (Dosis Letal 50%) significa *la cantidad de una sustancia que es necesario ingerir de una sola vez para producir la muerte del 50% de los animales de una población*. Esta dosis se expresa generalmente en mg/kg de peso vivo del animal ensayado y se mide tanto en la ingesta, como la toxicidad dermal o por inhalación.

Los productos se clasifican en cinco categorías de peligro de acuerdo a su toxicidad aguda: oral, dermal e inhalatoria. Ahora se usan sólo dos palabras de advertencia: PELIGRO para las categorías 1, 2 y 3 y PRECAUCIÓN para las categorías 4 y 5. Se asigna un color para cada categoría: 1 (rojo), 2 (rojo), 3 (amarillo), 4 (azul) y 5 (verde). Se utilizan 12 frases diferentes de peligro y se usan dos símbolos: la calavera para las categorías 1, 2 y 3 y el signo de admiración para la categoría 4. La categoría 5 no tiene símbolo.

Es esencial que las personas que manejen plaguicidas, comprendan claramente las concordancias de las categorías toxicológicas con esta nueva clasificación, pero sobre todo que conozcan los riesgos asociados con los productos plaguicidas de mayor peligrosidad y aprendan a manejarlos y utilizarlos con las debidas precauciones.

**6. TRH (Tiempo de Reentrada en Horas).** El tiempo de reentrada en los cultivos ya tratados debe ser escrupulosamente respetado, y es el tiempo que transcurre desde la aplicación del tratamiento al cultivo hasta la entrada en el mismo con el fin de que los residuos disminuyan a un nivel aceptable y se prevenga el riesgo de contaminación para el personal que trabaja en los cultivos tratados, o pasan por ellos.

**7. ISD (Intervalo de Seguridad en Días).** Es el tiempo en días que debe dejarse transcurrir desde la última aplicación del insecticida a la cosecha, para asegurarse de que los residuos no rebasen el límite máximo permitido.

**8. EBC (Estado Biológico Controlado).** Es el estado del desarrollo del insecto sobre el cual el insecticida tiene su mayor efectividad biológica, lo cual se ha demostrado a través de estudios específicos: H= huevos; N= ninfas; A= adultos.

**9. Observaciones.** En esta columna se anotan algunas sugerencias generales e información sobre dónde y cuándo aplicar.

Cuadro 4. Cuadro de referencia básico de recomendación de insecticidas para el control químico Bactericera (=Paratrioza) cockerelli en el cultivo de la papa en regiones agrícolas de México.

INSECTICIDA		GRUPO DE MoA <sup>1</sup>	FORMULACIÓN %	DOSIS/HA	CT	ISD	EBC	OBSERVACIONES
Abamectina	6	CE	1.8	0.5 a 0.75 lt	III	3	N, A	Aplicar al follaje. Época de aplicación en desarrollo vegetativo. Realice 2 aplicaciones a intervalos de 7 días. Utilice un volumen de agua de 350 L/hectárea. No realice más de 2 aplicaciones consecutivas.
Acefate	1B	Pell	97	0.8-1.2 kg	III	21	N, A	Aplicarse en 300 a 500 litros de agua con equipo terrestre. Use la dosis alta cuando la presión de la plaga así lo requiera. Aplíquese a intervalo máximo de 14 días o menos si las poblaciones de la plaga son altas.
Acetamiprid	4A	PS	20	250-375 gr	IV	7	N, A	Utilizar aspersión terrestre o aérea que asegure un buen cubrimiento del follaje y no lo aplique a través de ningún sistema de riego.
Bifentrina + abamectina	3A + 6	CE	3+0.3	1.5-2 lt	III	7	N, A	No se aplique en horas de calor intenso, ni cuando haya vientos mayores a los 15 km/hr.
Bifentrina	3A	CE	12	0.4-0.6 lt	IV	3	N, A	No se aplique en horas de calor intenso, ni cuando haya vientos mayores a los 15 km/hr.
Clothianidin	4A	WDG	50	150-200 gr	IV	7	N, A	Aplicar la dosis baja al inicio de la infestación y la alta cuando la planta se encuentre desarrollada y la infestación sea mayor.
Cytraniliprol	2B	SCA	18.66	400 - 600 ml	IV	1	N, A	Aplicación al fondo del surco: Realizar una aplicación al momento de la siembra dirigido al fondo del surco, volumen de agua 800 L/Ha.
Cyflutrín	3A	CE	5.7	0.50-0.75 lt	IV	14	N, A	Con aspersora de tractor generalmente se usan de 200 a 400 L/Ha, con avión entre 40 y 80 L/Ha.
Endosulfán	2A	CE	33	1.5 -2.0 lt	II	1	N	Aplicar en las primeras horas del día cuando la humedad relativa esté alta. Esto evitará la pérdida de producto por evaporación durante la aplicación.
Esfenvalerato	3A	CE	8.4	0.55	IV	7	N, A	Hacer una prueba previa cuando se desconozca la compatibilidad de alguna mezcla; ésta solo se podrá hacer con productos que tengan registro vigente y en los cultivos y dosis recomendadas.
Espirodiclofen	23	SC	24	0.6 lt./ ha	IV	14	N, A	Se aconseja no realizar más de 2-3 aplicaciones; si fueran necesarias más tratamientos se debe alternar.
Imidacloprid	4A	SC	30	1-1.5 lt	III	7	N	No aplicar con vientos fuertes o temperaturas superiores a 35°C.
Imidacloprid + Cyfluthrin	4A + 3A	ES	17+12	0.25-0.3 lt	III	14	N, A	Aplicar al observar los primeros adultos y/o ninfas.
Flupyradifurone	4D	LS	17.09	1.0 – 1.5 l/ha		1		No es fitotóxico si se aplica de acuerdo a la recomendación
Metamidofos	1B	LS	48	1-1.5 lt	II	14	N, A	Calibrar el equipo de aplicación y no mezclar con productos de fuerte reacción alcalina.

Pymetrozine	9B	GS	50	800 g	IV	14	N, A	Aplique cuando se observen las primeras infestaciones. Haga de 2 a 3 aplicaciones a intervalos de 7 días entre la primera y la segunda aplicación y el intervalo entre la segunda y tercera de 10 a 12 días, dependiendo de la infestación.
Pyriproxyfen*	Regulador	CE	11	0.3-0.5 lt	IV	14	H, N	No se aplique en las horas de calor intenso, ni cuando el viento sea mayor a 15 km/hr.
Spinosad*	5	SC	12	0.3-0.4	IV	1	N, A	Evite aplicar cuando las condiciones climáticas indiquen probables lluvias o existan vientos mayores a 10 km/h.
Thiacloprid	4A	SC	40	0.20-0.25 lt	III	7	N	Iniciar las aplicaciones cuando se detecte las poblaciones incipientes y alternar con productos de diferente grupo químico
Thiametoxam	4A	WG	25	0.6 g	IV	14	N	Aplicación foliar cuando se detecten las primeras infestaciones.
Thiamethoxam + Cyantraniliprole	4A + 28	WG	20 + 20	600 g		30		Aplicación al suelo, dirigida al cuello de la planta ( <i>drench</i> ) o en sistemas de riego por goteo. Aplique de 3-7 días después del trasplante.
Triamtoxam + Clorantraniliprol	4A + 28	SC	17.6 + 8.8	759 ml	IV	1	N, A	Aplicación al suelo dirigida al cuello de la planta ( <i>drench</i> ). Aplique tres días después del trasplante.
Tyocyclam	14	PS	49.5	500 - 700 g	III	7	N, A	Inicie las aplicaciones en cuanto la infestación sea detectada. Repita los tratamientos según el desarrollo de la plaga a intervalos de 7 días.
Derivado del ácido tetrónico	23	OD	15.0	0.4-0.6 lt	IV	1	N	Aplicar cuando se detecten las primeras ninfas. Repetir la aplicación a intervalo de 7 días hasta un máximo de 2 a 3 aplicaciones. Utilizar la suficiente cantidad de agua para lograr una buena cobertura.
<b>Insecticidas aplicados al suelo</b>								
Aldicarb	1A	GRAN	5	14-20 kg	II	90		Aplicar a la siembra en línea continua en el fondo del surco. En planta establecida la aplicación debe hacerse al momento del aporte.
Forato	1B	GRAN	15	13-17 kg	II	90		Aplicación en banda a la siembra.
Imidacloprid	4A	SC	30	1.0-1.5 lt	III	7	N, A	Aplicar al momento de la siembra, asperjando los tubérculos y el fondo del surco antes de tapar.
Thiamethoxam	4A	GD	25	0.6 - 0.8 kg	IV	14	N, A	Aplicación al fondo de surco al momento de la siembra.

\*Los insecticidas se deben de rotar con insecticidas de modos de acción diferentes, no utilizar productos con el mismo número de grupo del modo de acción en generaciones sucesivas, para prevenir el desarrollo de resistencia. Por ejemplo, los insecticidas fosforados son del grupo 1B; los productos químicos del grupo 1B deben alternarse con productos químicos que tengan un grupo de acción diferente, que no sea 1B. Los modos de acción son asignados por el comité de acción de resistencia a insecticidas, IRAC (por sus siglas en inglés). Mayor información la pueden obtener en <http://www.irac-online.org/>.  
Formulación: CE= Concentrado emulsionable; PS= Polvo soluble; WDG= Gránulos dispersables en agua; CD= Concentrado dispersable; SC= Suspensión concentrada; ES= Emulsión en suspensión; LS= Líquido soluble; WG= Gránulos dispersables; OD =, Dispersable en aceite.

CI: Categoría Toxicológica: I. Extremadamente tóxico; II. Altamente tóxico; III. Moderadamente tóxico; IV. Ligeramente tóxico.

ISD: Intervalo de Seguridad en Días.

EBC: Estado Biológico Controlado: H= huevecillos; N= ninfas; A= adultos.

Cuadro 5. Cuadro de referencia básico de recomendación de insecticidas para el control químico de Bactericera (=Patritroza) cockerelli en el cultivo de tomate en regiones agrícolas de México.

Insecticidas asperjados al follaje									
INSECTICIDA	GRUPO DE MoA <sup>1</sup>	FORMULACIÓN %	DOSIS/HA	CT	ISD	EBC	OBSERVACIONES		
Abamectina	6	CE	0.5 y 0.75	III	3	N, A	Para pulgón saltador aplique tan pronto como aparezcan los adultos. Hacer dos aplicaciones con intervalos de 7 días. Repita la aplicación cuando sea necesario para mantener el control. Use las dosis mayores en infestaciones altas y cuando las plantas sean grandes y densas. Asegure una total cobertura de las plantas.		
Bifentrina	3A	CE	0.4-0.6 lt	IV	1	N, A	No se aplique en horas de calor intenso, ni cuando haya vientos mayores a los 15 km/hr.		
Bifentrina + abamectina	3A+ 6	CE	1.5-2 lt	III	7	N, A	No se aplique en horas de calor intenso, ni cuando haya vientos mayores a los 15 km/hr.		
Cyflutrin	3A	CE	0.75-1.0 lt	IV	0	N, A	Con aspersora de tractor generalmente se usan de 200 a 400 L/Ha, con avión entre 40 y 80 L/Ha.		
Dimetoato	1B	CE	1.0-1.5 lt	III	7	N, A	No se aplique en las horas de calor intenso ni cuando el viento sea fuerte (más de 15 km/hr).		
Endosulfán	2A	CE	1.0 -1.5 lt	II	1	N	Aplicar en las primeras horas del día cuando la humedad relativa esté alta. Esto evitará la pérdida de producto por evaporación durante la aplicación.		
Esfenvalerato	3A	CE	0.5 lt	IV	1	N, A	Hacer una prueba previa cuando se desconozca la compatibilidad de alguna mezcla; ésta sólo se podrá hacer con productos que tengan registro vigente y en los cultivos y dosis recomendadas.		
Imidacloprid	4A	SC	0.75 -1.0 lt	III	21	N, A	No aplicar con vientos fuertes o temperaturas superiores a 35°C.		
Imidacloprid + Cyfluthrin	4A + 3A	ES	0.25-0.3 lt	III	0	N, A	Aplicar al observar los primeros adultos y/o ninfas.		
Metamidofos	1B	LS	1-1.5 lt	II	7	N, A	Calibrar el equipo de aplicación y no mezclar con productos de fuerte reacción alcalina.		
Pyriproxyfen	7C	CE	0.3-0.5 lt	IV	14	H, N	No se aplique en las horas de calor intenso, ni cuando el viento sea mayor a 15 km/hr.		
Spinosad	5	SC	0.3-0.4 lt	IV	1	N, A	Evite aplicar cuando las condiciones climáticas indiquen probables lluvias o existan vientos mayores a 10 km/h.		
Thiametoxam	4A	WG	0.6 g	IV	0	N	Aplicación foliar cuando se detecten las primeras infestaciones.		

Thiamethoxam + Cyantraniliprole	4A + 28	WG	20 + 20	600 g		30	Aplicación al suelo, dirigida al cuello de la planta (drench) o en sistemas de riego por goteo. Aplique de 3-7 días después del trasplante.
Thiamethoxam + Clorant-raniliprol	4A + 28	SC	17.57 + 8.79	759 ml	IV	1	N, A Aplicación al suelo dirigida al cuello de la planta (drench). Aplique tres días después del trasplante.
Thiamethoxam + Lambda cialotrina:	4A + 3A	SC	12.62 + 9.49	200 - 300 ml	III	5	N, A Inicie las aplicaciones cuando se observen las primeras infestaciones de adultos. Realice 3 aplicaciones al follaje a intervalos de 7 días. Época de aplicación en desarrollo vegetativo.
<b>Insecticidas aplicados al suelo</b>							
Cyrantraniliprol	28	SCA	18.66	400 - 600 ml	IV	1	N, A Aplicación en riego por goteo. Realice la aplicación cuando se observen los primeros adultos, ovipositoras o ninfas en actividad, 10 días después del trasplante.
Fonicamid	29	GS	50	0.6-0.7 kg	IV	SL	N, A Realizar una aplicación a través del sistema de riego por goteo a los 5 días después del trasplante del cultivo.
Flupyradifurone	4D	LS	17.09	1.75 - 2.0 lt		45	N, A Realizar la aplicación dirigida al cuello de la planta in drench entre los 5 y 7 días después del trasplante.
Forato	1B	GRAN	15	10 kg	II		28 Aplicación en banda a los lados del surco en trasplante. Los gránulos no deben quedar en contacto con la semilla o plántula.
Imidactoprid	4A	SC	30	0.04 lt/20,000 plantas (2 ml/1000 plantas)	III		21 Pretrasplante: De 3 a 5 días antes del trasplante, diluya 2 ml en medio litro de agua y asperje toda la mezcla sobre las charolas que contengan 1000 plantitas.
				1.0 lt			Posttrasplante: Aplicar al suelo de la planta, con 400 a 1000 lt. de agua/ Ha. a los 3 a 5 días después del trasplante.
Thiamethoxam	4A	WG	25	0.6 kg	IV		0 Aplicación al suelo, al cuello de la planta (drench) o en sistemas de riego por goteo.
Thiamethoxam + Cyantraniliprole	4A + 28	SC	17.6 + 8.8	750 ml	IV	1	N, A Aplicación al suelo, dirigida al cuello de la planta (drench) o en sistemas de riego por goteo. Aplique de 3-7 días después del trasplante.
Thiamethoxam + Cyantraniliprole	4A + 28	WG	20 + 20	600 g		30	N, A Aplicación al suelo, dirigida al cuello de la planta (drench) o en sistemas de riego por goteo. Aplique de 3-7 días después del trasplante.

Los insecticidas se deben rotar con insecticidas de modos de acción diferentes, no utilizar productos con el mismo número de grupo del modo de acción en generaciones sucesivas, para prevenir el desarrollo de resistencia. Por ejemplo, los insecticidas fosforados son del grupo 1B; los productos químicos del grupo 1B deben alternarse con productos químicos que tengan un grupo de acción diferente, que no sea 1B. Los modos de acción son asignados por el comité de acción de resistencia a insecticidas, IRAC (por sus siglas en inglés). Mayor información la pueden obtener en <http://www.irac-online.org/>.  
 Formulación: CE= Concentrado emulsionable; PS= Polvo soluble; WDG= Gránulos dispersables en agua; CD= Concentrado dispersable; SC= Suspensión concentrada; ES= Emulsión en suspensión; LS= Líquido soluble; WG= Gránulos dispersables.

CT: Categoría Toxicológica: I. Extremadamente tóxico; II. Altamente tóxico; III. Moderadamente tóxico; IV. Ligeramente tóxico.

ISD: Intervalo de Seguridad en Días.

EBC: Estado Biológico Controlado: H= huevecillos; N= ninfas; A= adultos.



Cuadro 6. Cuadro de referencia básico de recomendación de insecticidas para el control químico del pulgón saltador *Bactericera* (=Paratrioza) cockerelli en el cultivo del chile en regiones agrícolas de México.

Insecticidas asperjados al follaje									
INSECTICIDA	GRUPO DE MoA <sup>1</sup> No.	FORMULACIÓN %	DOSIS/HA	CT	ISD	EBC	OBSERVACIONES		
Abamectina	6	CE 1.8	0.5 a 0.75	III	0	N, A	Para pulgón saltador aplique tan pronto como aparezcan los adultos. Hacer dos aplicaciones a intervalos de 7 días. Use dosis mayores en infestaciones altas y cuando las plantas sean grandes y densas. Asegure una cobertura total de las plantas.		
Acefate	1B	Pell 97	0.8-1.2 kg	III	21	N, A	Use una dosis mayor cuando la presión de la plaga sea alta. Aplíquese a intervalos máximos de 14 días o menores si la población de pulgones así lo requiera. No haga más de cuatro aplicaciones por ciclo.		
Bifentrina + abamectina	3A+6	CE 3+0.3	1.5-2 lt	III	14	N, A	No se aplique en horas de calor intenso, ni cuando haya vientos mayores a los 15 km/hr.		
Bifentrina	3A	CE 12	0.4-0.6 lt	IV	3	N, A	No se aplique en horas de calor intenso, ni cuando haya vientos mayores a los 15 km/hr.		
Bifentrina + Imidacloprid	3A+4A	SC 4.6+22.9	0.4 – 0.5 lt	III	1	N, A	Iniciar la primera aplicación cuando se observen los primeros individuos adultos, dirigiendo la aplicación al envés de las hojas.		
Cyflutrin	3A	CE 5.7	0.75-1.0 lt	IV	14	N, A	Con aspersora de tractor generalmente se usan de 200 a 400 L/Ha, con avión entre 40 y 80 L/Ha.		
Dimetoato	1B	CE 37	1.5 lt	III	7	N, A	No se aplique en las horas de calor intenso ni cuando el viento sea fuerte (más de 15 km/hr).		
Endosulfán	2A	CE 33	1.5 -2.0 lt	II	1	N	Aplicar en las primeras horas del día cuando la humedad relativa esté alta. Esto evitará la pérdida de producto por evaporación durante la aplicación.		
Esfenvalerato	3A	CE 8.4	0.5 lt	IV	7	N, A	Hacer una prueba previa cuando se desconozca la compatibilidad de alguna mezcla; ésta sólo se podrá hacer con productos que tengan registro vigente y en los cultivos y dosis recomendadas.		
Fonicamid	29	GS 50	0.2-0.3 kg		0	N, A	Iniciar las aplicaciones cuando se detecten los primeros adultos y/o ninfas en los botones florales, hojas jóvenes y brotes tiernos.		
Imidacloprid	4A	SC 30	0.75-1.0 lt	III	7	N	No aplicar con vientos fuertes o temperaturas superiores a 35°C.		
Imidacloprid + Cyfluthrin	4A + 3A	ES 17+12	0.25-0.3 lt	III	14	N, A	Aplicar al observar los primeros adultos y/o ninfas.		
Pymetrozine	9	GS 50	800 g	IV	0	14	Aplique cuando se observen las primeras infestaciones.		
Pyriproxyfen	7C	CE 11	0.3-0.5 lt	IV	14	H, N	No se aplique en las horas de calor intenso, ni cuando el viento sea mayor a 15 km/hr.		

Spinosad	5	SC	12	0.3-0.4 lt	IV	1	N, A	Evite aplicar cuando las condiciones climáticas indiquen probables lluvias o existan vientos mayores a 10 km/h.
Spiromesifen:	23	SC	22..86	0.4-0.6 lt	IV	1	N, A	Es muy importante lograr una buena cobertura del cultivo, principalmente en la parte inferior de las plantas y en el envés de las hojas, que es donde se encuentran los ácaros, las ninfas de mosca blanca y pulgón saltado
Spirotetramat	23	OD	15.3	0.4-0.6 lt	IV	1	N, A	Aplique cuando se detecten las primeras ninfas. Repetir la aplicación a intervalo de 7 días hasta un máximo de 2 a 3 aplicaciones.
Thiamethoxan + L-cyathothrina	4A + 3A	SC	12.6 + 9.5	0.2-0.3 lt	III	5	N, A	Inicie las aplicaciones cuando se observen las primeras infestaciones de adultos.
<b>Insecticidas aplicados al suelo</b>								
Cytraniliprol	28	SCA	18.66	400 - 600 ml	IV	1	N, A	Aplicación en riego por goteo: Realice la aplicación cuando se observen los primeros adultos, ovipositoras o ninfas en actividad, 10 días después del trasplante.
Flonicamid	29	GS	50	0.6-0.7 kg	IV	SL	N, A	Realizar una aplicación a través del sistema de riego por goteo a los 5 días después del trasplante del cultivo.
Flupyradifurone	4D	LS	17.09	1.75 - 2.0 lt	III	45	N, A	Realizar la aplicación dirigida al cuello de la planta in drench entre los 5 y 7 días después del trasplante.
Imidacloprid	4A	SC	30	0.02 lt/20 mil plantas (1 ml /1000 plantas)	III	21	N, A	Pretrasplante: De 3 a 5 días antes del trasplante, diluya 1 ml en medio litro de agua y asperje toda la mezcla sobre las charolas que contengan 1000 plantitas.
				1.0 lt				Postrasplante: Aplicar al cuello de la planta, con 400 a 1000 lt de agua/ha, a los 5 a 7 días después del trasplante con un gasto de 50 ml/planta.
Thiamethoxam	4A	WG	25	0.3-0.4 kg	IV		N, A	Aplicación al suelo, al cuello de la planta (drench) o en sistemas de riego por goteo. Aplique 7 días después del trasplante.
Thiamethoxam + Cyantraniliprole	4A + 28	SC	17.6 + 8.8	750 ml	IV	1	N, A	Aplicación al suelo, dirigida al cuello de la planta (drench) o en sistemas de riego por goteo. Aplique de 3-7 días después del trasplante.
Thiamethoxam + Cyantraniliprole	4A + 28	WG	20 + 20	600 g		30	N, A	Aplicación al suelo, dirigida al cuello de la planta (drench) o en sistemas de riego por goteo. Aplique de 3-7 días después del trasplante.

1 Los insecticidas se deben de rotar con insecticidas de modos de acción diferentes, no utilizar productos con el mismo número de grupo del modo de acción en generaciones sucesivas, para prevenir el desarrollo de resistencia. Por ejemplo, los insecticidas fosforados son del grupo 1B; los productos químicos del grupo 1B deben alternarse con productos químicos que tengan un grupo de acción diferente, que no sea 1B. Los modos de acción son asignados por el comité de acción de resistencia a insecticidas, IRAC (por sus siglas en ingles). Mayor información la pueden obtener en <http://www.irac-online.org/>.

Formulación: CE= Concentrado emulsionable; PS= Polvo soluble; WDG= Gránulos dispersables en agua; CD= Concentrado dispersable; SC= Suspensión concentrada; ES= Emulsión en suspensión; LS= Líquido soluble; WG= Gránulos dispersables.

CI: Categoría Toxicológica: I. Extremadamente tóxico; II. Altamente tóxico; III. Moderadamente tóxico; IV. Ligeramente tóxico.

ISD: Intervalo de Seguridad en Días.

EBC: Estado Biológico Controlado: H= huevecillos; N= ninfas; A= adultos.

### 5.2.1. Tecnología de aspersión.

Debido al problema del ataque del pulgón saltador en los cultivos de solanáceas, es necesario el diseño e implementación de estrategias regionales del manejo integrado de plagas. Dentro de las acciones inmediatas que se han visualizado al respecto, ha sido el uso racional de los plaguicidas, entre lo que destaca mejorar la tecnología de aplicación de los plaguicidas. Esto involucra el mejoramiento de los equipos de aspersión (incluyendo su calibración continua), el uso de boquillas adecuadas, la corrección del pH y *dureza* del agua de aspersión, y el horario más adecuado de aplicación, entre otras actividades. El agua que se utiliza para la aspersión de los insecticidas *solo* sirve como un vehículo que facilita la deposición sobre las plantas de las cantidades necesarias del insecticida, con la finalidad de obtener el mayor porcentaje de mortalidad del o de los *insectos* objetivo. Esta situación es válida si se supone que las concentraciones que se obtienen al diluir los insecticidas en los volúmenes de agua son mayores a las concentraciones que causan, al menos, el 90% de mortalidad de la población en cuestión. De manera general, el rango de uso normal de los volúmenes de agua que se utilizan va desde 30 L/Ha, común en las aspersiones aéreas, hasta 500 L de agua que comúnmente se utiliza en las aplicaciones terrestres con aspersoras montadas al tractor.

### 5.3. Control cultural.

- Producción de plántula o tubérculo para semilla libre de la plaga y de fitopatógenos.
- Fecha de siembra y/o trasplante acorde al diseño de un patrón de cultivos que reduzca el problema.
- Destrucción de rastrojos.

### 5.4. Control biológico.

Se ha evaluado el uso de plaguicidas biorracionales y el uso del control biológico natural e inducido para el manejo de esta plaga. Los resultados demuestran que hay varios componentes que resultan promisorios para el diseño e implementación de la táctica del control biológico dentro del contexto del manejo integrado bajo condiciones de campo e invernadero. Dentro de los plaguicidas biorracionales se han evaluado reguladores del crecimiento de insectos como es Pyriproxifen y Flufenoxurón, con buenos resultados sobre los estados inmaduros de la plaga, también se ha evaluado el uso de sales potásicas de ácidos grasos (jabones agrícolas) con buena efectividad contra el estado ninfal, además del efecto de productos botánicos hechos a base de *Chenopodium ambrosioides*, *Azaridactina* sp. y *Argemone* sp. Los principales entomopatógenos a considerar son el uso de *Metarhizium anisopliae*, *Isaria* (= *Paecilomyces*) *fumosoroseus* y *Beauveria bassiana* (Lacey, et al., 2009, 2011).

Los principales depredadores que se han utilizado son el león de los áfidos *Chrysoperla* sp., chinche ojo-na *Geocoris* sp., y la catarinita roja *Hippodamia convergens*. El principal parasitoide de ninfas del pulgón

saltador es la avispa *Tamarixia triozae*, la cual se ha registrado su presencia con buenos niveles de parasitismo con poblaciones nativas del parasitoide en varias regiones en México, lo cual lo constituyen como un fuerte elemento del control biológico natural de esta especie. Los insumos de control biorracional y la fauna insectil benéfica son muy importantes para mantener las poblaciones regionales del pulgón saltador en una posición general de equilibrio que pueda ser manejable por los productores sobre todo en las primeras etapas del desarrollo de los cultivos.

**Cuadro 7.** Organismos de control Biológico de *Bactericera cockerelli*

Depredadores	Parasitoides	Entomopatógenos	Biorracionales
<i>Crysopa spp.</i>	<i>Tamarixia triozae</i>	<i>Beauveria bassiana</i>	Reguladores de crecimiento
<i>Hippodamia convergens</i>	<i>Methaphycus psyllidus</i>	<i>Metarrhizium anisopliae</i>	Productos botánicos
<i>Nabis ferus</i> (L.)		<i>Verticillium lecanii</i>	Aceites
<i>Geocorisdecoratus</i> Uhler		<i>Paecilomyces fumosoroseus</i>	Jabones agrícolas
<i>Orius spp.</i>			

Fuente: Rojas, 2010; Ramírez et al., 2008.

## 5.5. Control legal.

El objetivo de esta táctica de manejo es reducir, durante una época del año, la infestación de *B. cockerelli* y la incidencia de la enfermedad que trasmite y tener intervalos sin presión de selección para la plaga por el uso de plaguicidas y evitar y/o retrasar el posible desarrollo de resistencia.

### • Manejo y eliminación de los focos de infestación.

Estas prácticas se emplean como complemento de otras tácticas de manejo. La eliminación de residuos, inmediatamente después de la última cosecha, es una de las prácticas que se ha considerado como una de las más importantes para reducir la emigración de adultos de *B. cockerelli* a nuevas plantaciones de tomate o chile, o a la nueva siembra del cultivo de papa. Esta práctica puede realizarse mediante un paso de rastra y en caso necesario dar un segundo paso en forma cruzada, o bien realizar un barbecho para su incorporación total. Cuando no se realiza esta práctica con oportunidad, la soca del cultivo remanente constituye una fuente importante de abastecimiento de adultos de *B. cockerelli* a cultivos recientemente trasplantados y/o sembrados.

### • Establecer fechas de siembra.

Definir las fechas de siembra y cosecha con base a la dinámica del vector, para evitar que el desarrollo del cultivo coincida con ciclos de altamigración del psílido y/o condiciones climáticas favorables al vector.

### • Rotación de cultivos.

Otra de las prácticas que tiene su efecto relativo para disminuir las poblaciones del psílido de la papa y tomate y la incidencia de la bacteria no cultivable, es la rotación de cultivos con plantas no hospederas,

sobre todo en el cultivo de relevo. La secuencia de cultivos, solanáceas después de solanáceas en el mismo lote, provee un medio adecuado para el incremento de las poblaciones de la plaga y la incidencia de la enfermedad que transmiten. Otro aspecto que se debe evitar y fue observado en Nicaragua, en agosto-septiembre de 2012, es la siembra conjunta de varios cultivos de solanáceas: chile, tomate y papa en una misma parcela.

- **Uso de semilla certificada y plántula limpia del insecto-plaga y la enfermedad.**

El uso de plántulas de tomate y chile *limpias* de formas inmaduras (huevecillos y ninfas) y formas adultas de *B. cockerelli* y sin la enfermedad de la bacteria no cultivable que transmiten, es particularmente importante para evitar la introducción y el establecimiento de este insecto-plaga y el establecimiento de la infección primaria de la bacteria, en forma temprana en los cultivos de solanáceas. Es importante que en el caso de la papa se tenga la seguridad de que el tubérculo para semilla esté libre de la enfermedad. No obstante que existe una adecuada tecnología de producción de plántulas en invernadero y/o almácigo, para los cultivos de tomate y chile, se deben hacer esfuerzos adicionales para evitar el uso de plántulas con presencia de incipientes poblaciones del pulgón saltador o la infección de la enfermedad que transmiten.

## 6. DISEÑO E IMPLEMENTACIÓN DE LA ESTRATEGIA DE MANEJO INTEGRADO DE *Bactericera cockerelli* y *Ca. Liberibacter solanacearum*.

### 6.1. Capacitación.

La capacitación y educación son actividades de gran importancia y permanecen durante toda la vida del programa MIP. Al principio se emplean para estimular el interés en MIP, mediante la concientización sobre su existencia y la demostración de sus beneficios. Luego, se les emplea para orientar a los investigadores y usuarios de MIP en el diseño adecuado del método.

La capacitación y la educación dan las bases de la continuidad y la evolución en las actividades de investigación y diseño.

Solamente mediante la capacitación y la educación es posible alcanzar el uso y establecimiento del MIP. Estas actividades incluyen todas las formas de transferencia e intercambio de información a todos los niveles. Los niveles involucrados son: usuarios (productores y público en general); personas encargados de su diseño y desarrollo (investigadores); aquellas personas que hacen posible el desenvolvimiento del MIP (administradores, financieros, legisladores) y el consumidor.

Mediante la capacitación y la educación puede demostrarse que el MIP es una forma sensata y práctica para manejar los problemas causados por las plagas. No es muy complicado diseñarlo ni demasiado caro para aplicar, la capacitación y educación sirven asimismo para orientar y guiar a la comunidad en el diseño y el uso del MIP, el flujo e intercambio de información facilita el establecimiento del MIP.

Los programas educacionales y los cursos de capacitación aumentan la exposición de personas al MIP y brindan un suministro continuo de trabajadores adiestrados para facilitar el establecimiento del enfoque del MIP.

### 6.2. Difusión (transferencia de tecnología).

Después de realizar una evaluación cuidadosa de los datos de muestreo y de los pronósticos, se estimula la utilización de todas las tácticas de manejo integrado de plagas que se conozca sean útiles para reducir las poblaciones amenazadoras del pulgón saltador, previo a la siembra y/o trasplante y durante el desarrollo de los cultivos de solanáceas. Se utilizan todos los medios de difusión de la información y educación para llevar a los usuarios los pronósticos para el próximo ciclo. Toda la comunidad agrícola debe ser advertida de la situación que se avecina y los funcionarios del MIP (comité técnico de seguimiento) ayudan en la planeación y preparación del nuevo ciclo de cultivo. Se facilita la comunicación a nivel local, mediante pláticas, seminarios y conferencias, con cierta periodicidad. Siempre que sea posible se emplean la radio,

la televisión, los periódicos, las redes sociales y la información de la red de internet.

### 6.3. Investigación.

El enfoque básico en la investigación y diseño del MIP necesita de la determinación de los niveles de daño económico para los cultivos que se van a proteger, de la identificación de las plagas con las que se va a trabajar y el desarrollo de niveles económicos de tratamientos para las plagas que se van a combatir. Esta información se necesita para evaluar las tácticas de control de plagas y para desarrollar estrategias diseñadas para mantener las poblaciones de plagas a niveles inferiores a aquellos que causan daños económicos. Aquellas tácticas que se sepa que son prácticas desde el punto de vista económico y sensatas ecológicamente son difundidas y se estimula su uso por parte del agricultor, continuamente se supervisa, se revalora, se refina y se ponen al día las tácticas y estrategias operacionales del MIP.

Para facilitar la investigación y el desarrollo se establece una organización para definir prioridades, determinar objetivos y desarrollar un plan de acción. La contabilidad, la evaluación de progresos, y la actualización son funciones diseñadas para mantener el programa de investigación y desarrollo en curso. Una vez que se ha diseñado la tecnología de MIP debe realizarse esfuerzos organizados para llevar tecnología a las unidades de producción y estimular su uso.

### 6.4. Implementación (logística operativa).

Bajo el concepto de Manejo Integrado de Plagas (MIP) las acciones de control se toman en función del pronóstico del estado del insecto plaga, la enfermedad que trasmite y el desarrollo del cultivo, con base a la información recabada a través del monitoreo biológico y ambiental.

El sistema de información requerido debe de ser diseñado de tal forma que permita responder con rapidez a las situaciones cambiantes que se presentan en el ecosistema de determinado cultivo. Debido a que en el éxito del MIP el tiempo de acción es fundamental, la pronta respuesta del sistema permite despachar recomendaciones de control a tiempo para remediar cualquier situación imprevista.

Las dimensiones que toma un programa de MIP, implica una tremenda diversidad de actividades llevadas a cabo por muy diferentes individuos, mismas que interactúan a diferentes niveles en tiempo y espacio. Tal complejidad impone necesidades y restricciones en el diseño del sistema de información MIP (sistema captura-despacho de información) entre los que se consideran las siguientes:

- a) El sistema debe de ser flexible y capaz de coleccionar, procesar y diseminar con rapidez conjuntos voluminosos de datos.
- b) A pesar de las distancias y los problemas logísticos que implica la implementación de un programa de MIP, el sistema debe de ser accesible de inmediato.
- c) Los usuarios en zonas alejadas deben de ser capaces de trabajar con el sistema interactivamente

a manera de preguntas y respuestas de tal forma que las necesidades de los usuarios con poca preparación puedan ser satisfechas a través de palabras y frases del lenguaje diario.

- d) El sistema debe de tener una variedad de formas de salida para servir a la gama de necesidades que implica la gran diversidad de usuarios.
- e) Finalmente, cualquier sistema debe de tener algunos medios de evaluar su acción y eficacia. Además el sistema debe de ser lo suficientemente flexible para que permita hacer con rapidez los ajustes sugeridos por las evaluaciones.





## BIBLIOGRAFÍA

ABAD J. A.; BANDLA A. M.; FRENCH-MONAR R. D.; LIEFTING L. W.; CLOVER G. R. G., 2009. "First report of the detection of *Candidatus Liberibacter* species in Zebra chip disease infected potato plants in the United States". Agosto 2015. *Plant Disease* 93: 108. En línea:  
<http://apsjournals.apsnet.org/doi/abs/10.1094/PDIS-93-1-0108C>.

ARSLAN, A.; P. M. BESSEY; K. MATSUDA; N. F. OEBKER, 1985. "Physiological effects of psyllid (*Paratrioza cockerelli*) on potato". *Am. Potato J.*, 62: 9D22.

BELTRAN BEACHE MARIANA. 2014. "Inducción de resistencia en tomate (*Solanum lycopersicum* L.) a *Candidatus Liberibacter solanacearum*, mediante la aplicación de alcaloides". Tesis para obtener el grado de Maestro en Ciencias en Parasitología Agrícola. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Buenavista, Saltillo, Coahuila.

BEXTINE, B.; A. ARP; E. FLORES; E. AGUILAR; L. LASTREA; F. SOZA-GÓMEZ; C. POWELL; A. RUEDA, 2013. "First report of Zebra chip and *Candidatus Liberibacter solanacearum* on potatoes in Nicaragua". *Plant Dis.*, 97 (8): 1109.

BROWN, R. G.; I. D. HODKINSON, 1988. "Taxonomy and Ecology of the jumping plant-lice of Panama (Homoptera: Psylloidea)". *Entomograph* 9. E. J. Brill. Scandinavian Science Press. Leiden-New York, 304 pp.

BROWN, J. K.; REHMAN, M.; ROGAN, D.; MARTÍN, R. R.; IDRIS, A. M., 2010. "First report of *Candidatus Liberibacter psyllaureus* (synonym *Ca. L. solanacearum*)". Associated with Tomato vein-greening and Tomato psyllid yellows diseases in commercial greenhouses in Arizona.

BURCKHARDT, D. 1994. "Generic key to Chilean jumping plant-lice (Homoptera: Psylloidea) with inclusion of potential exotic pests". *Rev. Chilena Ent.*, 21: 57-67.

BURCKHARDT, D.; P. LAUTERER, 1997. "A taxonomic reassessment of the trioizid genus *Bactericera* (Hemiptera: Psylloidea)". *Journal of Natural History*. U.K., 31(1): 99-153.

BURCKHARDT, D.; OUVARD, D., 2012. "A revised classification of the jumping plant-lice (Hemiptera: Psylloidea)". *Zootaxa* 3509: 1-34. En línea:  
<http://www.hemiptera-databases.com/psyllist/?db=psylles&lang=en&card=publications>.

BURCKHARDT, D.; D. L. DE QUEIROZ, 2012. "Checklist and comments on the jumping plant-lice (Hemiptera: Psylloidea) from Brazil". *Zootaxa*, 3571: 26-48.

BUTLER, C. D.; J. T. TRUMBLE, 2012. "The Potato Psyllid, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozi-  
dae): Life History, Relationship to Plant Diseases, and Management Strategies". *Terrestrial Arthropod  
Reviews*, 5: 87–111.

CAB INTERNATIONAL. 2015. "Candidatus *Liberibacter solanacearum*". En línea:  
<http://www.cabi.org/isc/datasheet/109434>.

CAB International. 2016. *Bactericera cockerelli* (tomato/potato psyllid) En línea: [http://www.cabi.org/isc/  
datasheet/45643](http://www.cabi.org/isc/datasheet/45643).

Cadena-Hinojosa, M. A.; Guzmán-Plazola, R.; Díaz-Valasis, M.; Zavala-Quintana, T. E.; Magaña-Torres,  
O. S.; Almeyda-León, I. H.; López-Delgado, H., Rivera-eña, A. y Rubio-Covarrubias, O. 2003. Distribución,  
incidencia y severidad del pardeamiento y la brotación anormal en los tubérculos de papa (*Solanum  
uberosum* L.) en Valles Altos y sierras de los estados de México, Tlaxcala y el Distrito Federal, México.  
*Revista Mexicana de Fitopatología* 21:248-259.

CAPINERA JL, 2001. *Handbook of vegetable pests*. Academic Press, San diego, CA.

42 Butler, C. D. and J. T. Trumble. 2012. The potato psyllid, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozi-  
dae): life history, relationship to plant diseases, and management strategies. *Terrestrial arthropod Re-  
views* 5 87-111. En línea: [http://zebrachipscri.tamu.edu/files/2012/06/Potato\\_Psyllid\\_Life\\_History\\_But-  
lerTrumbleTAR.pdf](http://zebrachipscri.tamu.edu/files/2012/06/Potato_Psyllid_Life_History_But-<br/>lerTrumbleTAR.pdf).

Casteel, C.L., Walling, L.L., Paine, T.D., 2006. Behavior and biology of the tomato psyllid, *Bactericera  
cockerelli* , in response to the Mi-1.2 gene. *Entomol. Exp. Appl.* 121: 67-72

COFEPRIS. 2013, Búsqueda de registros de plaguicidas y nutrientes vegetales. Comisión Federal para la  
Protección contra Riesgos Sanitarios, México. En Línea: [http://189.254.115.250/Resoluciones/Consultas/  
ConWebRegPlaguicida.asp](http://189.254.115.250/Resoluciones/Consultas/<br/>ConWebRegPlaguicida.asp)

Cranshaw, W. S. 1994. The potato (tomato) psyllid, *Paratrioza cockerelli* (Sulc.) as a pest of potatoes). In:  
*Advances in Potato Pest Biology and Management*, G. W. Szender, L. M. Powelson, R. K. Jansson, and K.  
V. Raman (eds). The American Phytopathological Society. St. Paul, MN. p. 83-94.

Cranshaw, W. S, 2001. Diseases caused by insect toxin: psyllid yellows. In: *Compendium of potato disea-  
ses* (2nd Ed.) [ed. by Stevenson, W. R. \Loria, L. \Franc, G. D. \Weingartner, D. P.]. St Paul, Minnesota, USA:  
APS Press, 73-74.

Crespo-Herrera Leonardo A., Vera-Graziano Jorge, Bravo-Mojica Hiram, López-Collado José, Reyna-Robles Roberto, Peña-Lomelí Aureliano, Manuel-Pinto Víctor, Garza-García Ramón. 2012 DISTRIBUCIÓN ESPACIAL DE *Bactericera cockerelli* (Sulc) (HEMIPTERA: TRIOZIDAE) EN TOMATE DE CÁSCARA (*Physalis ixocarpa* (Brot.). Agrocienia. VOLUMEN 46, NÚMERO 3.

Crosslin, J. M., Munyaneza J. E., Brown J. K., Liefing L. W., 2010. Potato zebra chip disease: a phytopathological tale. *Plant Health Progress*, No.March:PHP-2010-0317-01-RV. <http://www.plantmanagementnetwork.org/php/elements/sum.aspx?id=8676&photo=4859>.

Crosslin, J. M. and G. Bester. 2009. First report of 'Candidatus *Liberibacter psyllaourous*' in zebra chip symptomatic potatoes from California. *Plant Disease* 93:551. En línea: <http://apsjournals.apsnet.org/doi/abs/10.1094/PDIS-93-5-0551B>.

Daniels, L. B. 1934. The tomato psyllid and the control of psyllid yellows of the potatoes. Colorado Agricultural College. Bulletin 410.

Davis, A. C. 1937. Observations on the life history of *Paratrioza cockerelli* (Sulc) in southern California. *J. Econ. Entomol.*30: 377-378.

Davis, M. J., S. N. Mondal, H. Chen, M. E. Rogers and R. H. Brlansky. 2008. Co-cultivation of 'Candidatus *Liberibacter asiaticus*', 'Ca. *L. africanus*' and 'Ca. *L. americanus*' with actinobacteria from citrus with huanglongbing. *Plant Dis.* 92: 1547-1550.

Department of Agriculture Australian Government. 2012. Diagnostic Protocol for the detection of the Tomato Potato Psyllid, *Bactericera cockerelli* (Sulc). En Línea: <http://plantbiosecuritydiagnostics.net.au/wordpress/wp-content/uploads/2015/03/NDP-20-Potato-tomato-psyllid-Bactericera-cockerelli-V1.2.pdf>

EPPO Global Database. 2002. *Bactericera cockerelli* (PARZCO) En Línea: <https://gd.eppo.int/taxon/PARZCO>

FAOSTAT. 2013. ORGANIZACIÓN DE LAS NACIONES UNIDAS PARA LA ALIMENTACIÓN Y LA AGRICULTURA. División de Estadística de la FAO. Disponible en: <http://faostat.fao.org/>

FRENCH-MONAR, R. D.; PATTON A. F.; DOUGLAS J. M.; ABAD J. A.; SCHUSTER G.; WALLACE R. W.; WHEELER T. A., 2010. "First report of *Candidatus Liberibacter solanacearum* on field tomatoes in the United States". *Plant Disease* 94(4), p 481. En línea: [http://www.apsnet.org/publications/plantdisease/2010/April/Pages/94\\_4\\_481.1.aspx](http://www.apsnet.org/publications/plantdisease/2010/April/Pages/94_4_481.1.aspx).

GARZÓN, T. J. A., 2002. "Asociación de *Paratrioza cockerelli* Sulc. con enfermedades en papa (*Solanum*

tuberosum) y tomate (*Lycopersicon lycopersicum* Mil. Ex. Fawnl) en México". In: Memoria del Taller sobre 11 Paratiroza cockerelli (Sulc.) como plaga y vector de fitoplasmas en hortalizas. Culiacán, Sinaloa, México, pp: 79–87.

GARZÓN-TIZNADO J. A.; GARZÓN-CEBALLOS J. A.; VELARDE-FÉLIX S.; MARÍN-JARILLO A.; CÁRDENAS-VALENZUELA O. G., 2005. "Ensayos de transmisión del fitoplasma asociado al permanente del tomate por el psílido *Bactericera cockerelli* SULC en México". *Entomología Mexicana*, 4:672-674.

GOOLSBY, J. A.; B. BEXTINE; J. E. MUNYANEZA; M. SÉTAMOU; J. ADAMCZYK; G. BESTER, 2007. "Seasonal abundance of sharpshooters, leaf-hoppers, and psyllids associated with potatoes affected by zebra chip disorder". *Subtropical Plant Science*, 59: 15 –23.

HANSEN, A. K.; TRUMBLE, J. T.; STOUTHAMER, T.; PAINE, T. D., 2008. "A new huanglongbing species, *Candidatus Liberibacter psyllaeus*, found to infect tomato and potato, is vectored by the psyllid *Bactericera cockerelli* Sulc". *Appl. Environ. Microbiol*, 74(18):5862–5865.

HENNE D. C., WORKNEH F., RUSH C. M., 2010. "Movement of *Bactericera cockerelli* (Heteroptera: Psyllidae) in relation to potato canopy structure, and effects on potato tuber weights". *Journal of Economic Entomology*, 103(5):1524–1530.

HODKINSON I. D., 2009. "Life cycle variation and adaptation in jumping plant lice (Insecta: Hemiptera: Psyllodea): a global synthesis". *Journal of Natural History*, 43(1/4):65–179.

IRAC (INSECTICIDE RESISTANCE ACTION COMMITTEE), 2015. "IRAC MoA Classification Scheme. IRAC International MoA Working Group". IRAC executive. Version 8.0 (Issued, Dec 2015), 26 p. en línea: <http://www.irc-online.org/documents/moa-classification/?ext=pdf>.

JACKSON, B. C.; J. GOOLSBY; A. WYZYKOWSKI; N. VITOVKSY; B. BEXTINE, 2009. "Analysis of genetic relationships between potato psyllid (*Bactericera cockerelli*) populations in the United States, Mexico and Guatemala using ITS2 and Inter Simple Sequence Repeat (ISSR) data". *Subtropical Plant Science*, 61:1–5.

LI W.; ABAD J. A.; FRENCH M. R. D.; RASCOE J. A.; WEN A.; GUDMESTAD N. C.; SECOR G. A.; LEE I. M.; DAU Y.; LEVY L., (2009). "Multiplex real-time PCR for detection, identification and quantification of *Candidatus Liberibacter solanacearum* in potato plants with Zebra chip". *Phytopathology*, 78:59–65.

LIEFTING L. W., PEREZ-EGUSQUIZA, G. R.; G. CLOVER; J. A. D. ANDERSON, 2008. "A new *Candidatus Liberibacter* species in *solanum tuberosum* in New Zeland". *Plant Disease*, 92:1474.

LIEFTIN L. W.; SHUTHERLAND P. W.; WARD L. I.; PAICE K. L.; WEIR B. S.; CLOVER G. R. G., 2009. "A new

Candidatus Liberibacter species associated with diseases of solanaceous crops". *Plant Dis.* 93:208-214.

LIN, H.; H. DODDAPENENI; J. E. MUNYANEZA; E. L. CIVEROLO; V. G. SENGODA; J. L. BUCHMAN; D. C. STENGER, 2009. "Molecular characterization and phylogenetic analysis of 16S RNA from a new Candidatus Liberibacter strain associated with zebra chip disease of potato (*Solanum tuberosum*.) and the potato psyllid (*Bactericera cockerelli* Sulc)". *Journal of Plant Pathology* 1:215-219. En línea: <http://www.sipav.org/main/jpp/volumes/0109/010927.pdf>. Septiembre 2015.

LIU, D.; J. T. TRUMBLE, 2006. "Ovipositional preferences, damage thresholds, and direction of tomato/potato psyllid *Bactericera cockerelli* (Homoptera: Psyllidae) on selected tomato accessions". *Bulletin Entomological Research* 96:197-204. En línea: <http://faculty.ucr.edu/~john/2006/LiuTrumble2006.pdf>.

MARÍN, J. A.; GARZÓN, T. J. A.; BECERRA, F. A.; MEJÍA, A. C.; BUJANOS, M. R.; BYERLY, M. 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, Manejo Integrado de Plagas, Revista Técnica* No. 38, 25-32 p.

MARTIN, N., (2008). "Hosts of the tomato/potato psyllid: A cautionary tale". *The Weta* 35: 12-16. En línea: [http://www.ento.org.nz/nzentomologist/free\\_issues/Weta35\\_1\\_2008/Weta35-12-16.pdf](http://www.ento.org.nz/nzentomologist/free_issues/Weta35_1_2008/Weta35-12-16.pdf). Agosto 2015.

MCKENZIE, C. L.; SHATTERS, R. G., 2009. "First Report of Candidatus Liberibacter psyllaourous Associated with Psyllid Yellows of Tomato in Colorado". *Plant Disease* 93: 1074. En línea: [http://www.apsnet.org/publications/plantdisease/2009/October/Pages/93\\_10\\_1074.1.aspx](http://www.apsnet.org/publications/plantdisease/2009/October/Pages/93_10_1074.1.aspx).

MILES, G.P.; J. L. BUCHMAN; J.E. MUNYANEZA, 2009. "Impact of Zebra chip Disease on the Mineral Content of Potato Tubers". *American Journal of Potato Research* 86: 481 – 489.

MILES, G. P.; M. A. SAMUEL; J. CHEN; E. L. CIVEROLO; J. E. MUNYANEZA, 2010. "Evidence that cell death is associated with Zebra chip disease in potato tubers". *American Journal of Potato Research* 87: 337 – 349.

MUNYANEZA J. E.; CROSSLIN J. M.; UPTON J. E., 2007a. "Association of *Bactericera cockerelli* (Homoptera: Psyllidae) with Zebra chip, a new potato disease in southwestern United States and México". *Journal of Economic Entomology* 100:656-663.

MUNYANEZA J. E.; CROSSLIN J. M.; LEE I. M., 2007b. "Phytoplasma diseases and insect vectors in potatoes of the pacific northwest of the United States". *Bulletin of Insectology*, 60(2):181-182. En línea: <http://www.bulletinofinsectology.org/pdfarticles/vol60-2007-181-182munyaneza.pdf>.

MUNYANEZA, J. E.; J. L. BUCHMAN; J. E. UPTON; J. A. GOOLSBY; J. M. CROSSLIN; G. BESTER; G. P. MILES; V. G. SENGODA, 2008. "Impact of different potato psyllid populations on Zebra chip disease incidence, severity, and potato yield". *Subtropical Plant Science* 60: 27 –37.

MUNYANEZA J. E.; SENGODA V. G.; GARZÓN T. J. A.; CARDENAS V. O. G., 2009. "First report of *Candidatus Liberibacter solanacearum* in tomato plants in México". *Plants Diseases*, 93:10:1076.

MUNYANEZA J. E., 2010. "Psyllids as vectors of emerging bacterial diseases of annual crops". *Southwestern Entomologist*, 35(3):471-477.

MUNYANEZA J. E.; BUCHMAN J. L.; SENGODA V. G.; FISHER T. W.; PEARSON C. C., 2011. "Susceptibility of Selected Potato Varieties to zebra chip potato disease Am". *J. Pot Res* 88:435-440.

MUNYANEZA, J. E.; V. G. SENGODA; E. AGUILAR; B. BEXTINE; K. F. MCCUE, 2014. "First report of *Candidatus Liberibacter solanacearum* on pepper in Honduras". *Plant Dis.* 98 (1): 154.

NAVARRE, D. A.; R. SHAKYA; J. HOLDEN; J. M. CROSSLIN, 2009. "LC-MS analysis of phenolic compounds in tubers showing zebra chip symptoms". *American Journal of Potato Research* 86: 88 – 95.

NELSON, W. R.; FISHER, T. W.; MUNYANEZA, J. E., 2011. "Haplotypes of *Candidatus Liberibacter solanacearum* suggest long-standing separation". *European Journal of Plant Pathology* 130:5-12.

REHMAN, M.; J. MELGAR; C. RIVERA; N. URBINA; A. M. IDRIS; J. K. BROWN, 2010. "First report of *Candidatus Liberibacter psyllaourous* or *Ca.Liberibacter solanacearum* associated with severe foliar chlorosis, curling, and necrosis and tuber discoloration of potato plants in Honduras". *Plant Disease* 94:376. En línea:  
<http://apsjournals.apsnet.org/doi/abs/10.1094/PDIS-94-3-0376> C. 2015.

RICHARDS B. L., 1931, "January. Further Studies with Psyllid Yellows of the Potato". *Phytopathology*, 21(1):103 p.

RICHARDS B. L.; BLOOD H. L., 1933. "Psyllid yellows of the potato". *Journal of Agriculture Research*, 46:189-216.

RUBIO-COVARRUBIAS, O. A.; I. H. ALMEYDA-LEÓN; M. A. CADENA-HINOJOSA; R. LOBATO-SÁNCHEZ, 2011. "Relación entre *Bactericera cockerelli* y presencia de *Candidatus Liberibacter psyllaourous* en lotes comerciales de papa". *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. 2 (1): 17-28.

RUSH C. M.; GUDMESTAD N. C., 2009. "Detection, distribution, and genetic variability of *Candidatus Liberibacter* species associated with zebra complex disease of potato in North America". *Plant Disease* 93:1102-1115. En línea:

<http://naldc.nal.usda.gov/naldc/download.xhtml?id=37349&content=PDF>.

SECHLER, A.; E. L. SCHUENZEL; P. COOKE; S. DONNUA; N. THAVEECHAI; E. POSTNIKOVA; A. L. STONE; W. L. SCHNEIDER; V. D. DAMSTEEGT; N. W. SCHAAD, 2009. "Cultivation of *Candidatus Liberibacter asiaticus*, *Ca. L. africanus* and *Ca. L. americanus* associated with huanglongbing". *Phytopathology* 99: 480-486.

SECOR G. A., RIVERA V. V., 2004. "Emerging diseases of cultivated potato and their impact on Latin America". *Rev. Latinoamericana papa (suppl.)*, 1:1-8.

SECOR G. A., RIVERA V. V., ABAD J. A., LEE I. M., CLOVER G. R. G., LIEFTING L. W., LI X., BOER S. H., 2009. "Association of *Candidatus Liberibacter solanacearum* with zebra chip disease of potato established by graft and psyllid transmission, electron microscopy, and PCR". *Plant Disease*, 93(6):574-583. <http://aps-journals.apsnet.org/loi/pdis>.

SENASICA. 2009. "Programa de trabajo de la campaña plagas cuarentenarias de la papa, tomate, jitomate y chile, a operar con recursos del componente de sanidad e inocuidad del programa de soporte 2009". Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria.

SIAP. 2014. "Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Sistema de información Agroalimentaria y de Consulta(SIACON)". En línea:

<http://www.siap.gob.mx/cierre-de-la-produccion-agricola-por-cultivo/>.

SULC. K., 1909. "*Trioza cockerelli* n. sp. a novelty from North America, being also of economic importance". *Acta Societatis Entomologicae Bohemiae*. 6: 102-108.

TERESANI, G.; E. HERNÁNDEZ; E. BERTOLINI; F. SILVERIO; C. MARROQUÍN; J. MOLINA; A. HERMOSO DE MENDOZA; M. CAMBRA., 2015. "Search for potential vectors of *Candidatus Liberibacter solanacearum*: population dynamics in host crops". *Spanish Journal of Agricultural Research*. 13 (1): e 10.002

ROJAS ROJAS PATRICIA, 2010. "Biología de *Tamarixia triozae* (BURKS) Hymenoptera: Eulophidae) parasitoide de *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae)". Tesis maestra en ciencias, Colegio de Postgraduados, Montecillo, Texcoco, Edo. México.

TAMAYO MEJÍA FERNANDO, 2014. "Parasitismo de *Tamarixia triozae* (Burks) (Hymenoptera: Eulophidae) SOBRE *Bactericera cockerelli* (Sulc.) (Hemiptera: Triozidae) y su interacción con aislamientos del hongo entomopatógeno *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuill. (Ascomycota: Hypocreales)". Tesis de grado de doctor en ciencias con especialidad en Microbiología. Universidad Autónoma de Nuevo León, Facultad de Ciencias Biológicas.



WEN, A., MALLIK I., ALVARADO V. Y., PASCHE J. S., WANG X., LI W., LEVY L., LIN H., SCHOLTHOF H. B., MIRKOV T. E., RUSH C. M., GUDMESTAD N. C. 2009. Detection, distribution, and genetic variability of 'Candidatus Liberibacter' species associated with zebra complex disease of potato in North America. *Plant Dis.* 93:1102-1115. En línea: [https://www.ndsu.edu/fileadmin/potatopathology/potato\\_trials/Wen\\_et\\_al\\_PD\\_2009.pdf](https://www.ndsu.edu/fileadmin/potatopathology/potato_trials/Wen_et_al_PD_2009.pdf)



**Organismo Internacional Regional de  
Sanidad Agropecuaria  
[www.oirsa.org](http://www.oirsa.org)**

---