

GUÍA PARA EL CONOCIMIENTO DE LA PUNTA MORADA EN TOMÁTE DE ÁRBOL (*Solanum betaceum Cav.*) y alternativas para un manejo integrado



Instituto Nacional de Investigaciones
Agropecuarias



República
del Ecuador



Gobierno
del Encuentro

Juntos
lo logramos

**Guía para el conocimiento de la punta morada en tomate de árbol
(*Solanum betaceum* Cav.) y alternativas para un manejo integrado**

Boletín Divulgativo No 449

CRÉDITOS

Autores: William Viera, Pablo Viteri, Aníbal Martínez, Carmen Castillo, Diego Peñaherrera.

Diseño: Unidad de Comunicación Social INIAP

Fotografías: Pablo Viteri, William Viera

Cita de esta publicación:

Viera, W., Viteri, P., Martínez, A., Castillo, C., Peñaherrera, D. (2021). Guía para el conocimiento de la punta morada del tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.). Boletín divulgativo No 449. INIAP: Quito, Ecuador. 23 p.

Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias-INIAP.

Estación Experimental Santa Catalina

Panamericana Sur Km 1, Cantón Mejía, Provincia de Pichincha

Casilla: 17-01-340

Teléfono: (593 2) 3076002

e-mail: iniap@iniap.gob.ec

REVISORES TÉCNICOS:

Comité de Publicaciones Estación Experimental Santa Catalina del INIAP

Dirección de Investigaciones

Dirección de Innovación y Transferencia de Tecnología

ISBN: 978-9942-22-540-5

Todos los derechos reservados

No está permitida la reproducción total o parcial de esta publicación, ni la transmisión de ninguna forma o por cualquier medio, ya sea electrónico, mecánico, por fotocopia, por registro u otros métodos, sin el permiso previo y por escrito de la institución.

AGRADECIMIENTO

A la Agencia Española de Cooperación Internacional para el Desarrollo (AECID) dentro de la Convocatoria de Fondos Concursables no reembolsables para el fortalecimiento del sistema de I+D+i ecuatoriano mediante el financiamiento para proyectos de investigación, a través del marco del Proyecto “Fortalecimiento de la investigación para mejorar la productividad y calidad de la naranjilla y tomate de árbol, en el Ecuador”, expediente No 2018/SPE/0000400192.

A los miembros del Comité de Publicaciones de la EESC y de las Direcciones de Investigaciones y de Innovación y Transferencia de Tecnología por sus acertadas recomendaciones.

PRÓLOGO

En el Ecuador, la producción de tomate de árbol se concentra principalmente en la sierra y algunas zonas de estribación en la amazonía, debido a la adaptación del cultivo a los diferentes pisos climáticos de estas regiones. El cultivo de tomate de árbol está limitado a pequeños y medianos productores, es un frutal básico para la economía campesina, con posibilidades de posicionamiento en el mercado internacional gracias a sus características físicoquímicas que han incrementado el interés y demanda de esta fruta.

La presencia de plagas limita la producción y productividad del cultivo, sobre todo en años recientes con el apareamiento en varias provincias productoras de la punta morada del tomate de árbol que puede causar altas pérdidas e incluso limitar el cultivo. Como causante de esta enfermedad se ha identificado a *Candidatus Liberibacter solanacearum* (CaLso), patógeno obligado que se localiza en el floema de la planta y es transmitido por el insecto vector *Bactericera cockerelli*, psílido que infesta las plantas inyectando una toxina y la bacteria al momento de alimentarse.

En esta guía se proporciona una información general del agente causal (CaLso) de punta morada, del vector *B. cockerelli*, la sintomatología de la enfermedad, posibles estrategias de manejo de la dinámica poblacional del insecto, dando énfasis en el control químico, ya que esta es la principal alternativa de manejo por el momento, hasta generar materiales resistentes que permitan un manejo más sostenible.

Este documento esperamos sirva para ampliar el conocimiento de técnicos, estudiantes y productores, referente a este complejo emergente y aporte con alternativas para un manejo integrado o racional de esta problemática, producto de revisión de literatura nacional e internacional e investigaciones realizadas por el INIAP y universidades. Sin embargo, más investigación es requerida sobre distintas temáticas relacionadas a esta enfermedad para que posteriormente se pueda desarrollar un programa de manejo integrado de esta plaga.



TABLA DE CONTENIDOS

● Antecedentes	6
● Sintomatología causada por fitoplasmas	6
● Sintomatología causada por CaLso	7
● El insecto vector	7
● Manejo de la dinámica poblacional del vector	10
● Sintomatología de la enfermedad en tomate de árbol	15
● Insecto vector encontrado en las plantaciones de tomate de árbol	17
● Identificación del agente causal de la enfermedad	18
● Referencias	19



1. Antecedentes

La punta morada (PM) es una enfermedad importante a nivel mundial que afecta el cultivo de papa (*Solanum tuberosum*) y que ha sido reportada en el Ecuador desde el año 2013, mostrando una gran capacidad de distribución y adaptación. En el país, esta enfermedad es causada por dos grupos de fitoplasmas (bacterias sin pared) *Candidatus* Phytoplasma aurantifolia (grupo 16SrII) (Caicedo et al., 2015) y *Candidatus* Phytoplasma asteris (grupo 16SrI-F) (Castillo et al., 2018) y *Candidatus* Liberibacter solanacearum (CaLso) que se localizan en el floema de la planta y son transmitidos por insectos vectores (McCoy et al., 1989; Siddique et al., 1998; Bertaccini, 2007; Hansen et al., 2008). Estos patógenos son de difícil detección y no existen agroquímicos bien definidos para su control, por lo que la PM causa pérdidas significativas en el rendimiento y calidad del tubérculo (Cuesta et al., 2021).

Bactericera cockerelli es el vector de CaLso (Hansen et al., 2008; Liefting et al., 2009). Este insecto pertenece a la familia Triozidae y es comúnmente llamado el psílido de la papa. Fue reportado por primera vez en los Estados Unidos y se lo ha reportado en México, Guatemala, Honduras, Nicaragua (Rubio et al., 2006) y recientemente en Ecuador (EPPO 2020; Castillo et al., 2019). *B. cockerelli* al alimentarse inyecta su saliva que contiene toxinas que inducen a un amarillamiento y/o enanismo de la planta, mientras que la presencia de CaLso en las plantas puede causar enrollamiento de las hojas, entrenudos cortos y engrosados, senescencia prematura o muerte temprana (Intagri 2016a).

En la actualidad, en Ecuador, CaLso ha sido detectado en otras solanáceas como tomate de árbol (*S. betaceum*) y uvilla (*Physalis peruviana*) (Caicedo et al., 2020) y recientemente ha sido diagnosticado en plantas de naranjilla (*Solanum quitoense*), mientras que en el caso de fitoplasmas, no se los ha podido identificar mediante pruebas moleculares.

Enfermedades emergentes causadas por patógenos como los mencionados, son de importancia económica en áreas de producción de solanáceas a nivel mundial y de forma creciente en Latinoamérica (Pérez-López et al., 2016). Por lo cual, el conocer la sintomatología asociada al problema de PM es de gran valor para una detección temprana y erradicación de plantas enfermas para evitar su diseminación.

La estrategia de manejo de PM tiene que ser dirigida para reducir la población del psílido *B. cockerelli*, que es la medida principal para manejar este problema fitosanitario en los cultivos de solanáceas. Dentro de las herramientas del manejo integrado de esta plaga, se recomienda un adecuado uso de insecticidas con el fin de evitar daños colaterales como la resistencia cruzada y residualidad en tubérculos y frutos para lograr la sostenibilidad del cultivo (Cuesta et al., 2021; OIRSA, 2015).

2. Sintomatología causada por fitoplasmas

El fitoplasma es un organismo infeccioso, submicroscópico, procarionte endocelular y está incluido dentro de la clase Mollicutes, carece de pared celular, es un parásito obligado y está limitado al nivel del floema y no es posible cultivarlos *in vitro* (Lee et al., 2000) por lo que no se pueden realizar los postulados de Koch.

Plantas infectadas con fitoplasmas exhiben una variedad de síntomas que incluyen retraso en el crecimiento, follaje amarillento, punta morada (enrojecimiento), escoba de bruja (proliferación de ramas y hojas), virescencia (desarrollo de flores verdes y pérdida de pigmentos), y filodia (conversión de flores a hojas) (Himeno et al., 2014; Crisón, 2017). Cierta número de mecanismos por los cuales los fitoplasmas inducen síntomas de enfermedad han sido propuestos hasta la fecha. Las proteínas secretadas por fitoplasmas, o denominados efectores, juegan roles importantes en las interacciones huésped-parásito, en la patogenicidad y en la sintomatología de la enfermedad (Sugio et al., 2011).

El mecanismo responsable de la coloración púrpura en las hojas, característico tanto en plantas infectadas de papa, uva, cereales, maíz, y trébol, corresponde a la activación de la biosíntesis de antocianinas como respuesta de defensa de la planta frente a la infección por fitoplasmas. La sobrerregulación de la biosíntesis de antocianinas dependiente de azúcares, tales como sucrosa, glucosa y fructosa, ha sido reportada a menudo, y en particular, la inducción de la síntesis de antocianinas específicas de sucrosa (Teng et al., 2005, Sugio et al., 2011). En tomate de árbol, *Candidatus* Phytoplasma aurantifolia ha sido reportado en Indonesia (Harling et al., 2009).

3. Sintomatología causada por CaLso

Ca. L. solanacearum (Sin. Ca. L. psyllaourous), está asociado como el responsable de la enfermedad permanente del tomate y punta morada de la papa o manchado del tubérculo (Zebra chip) y es transmitida por el psílido *B. cockerelli* (Garzón et al., 2009; Hansen et al., 2008).

La enfermedad se manifiesta con clorosis en los bordes de los folíolos de los brotes apicales, las hojas inferiores se encarrujan con texturas quebradizas y generalmente de color verde brillante e intenso por una menor cantidad de tricomas. Posteriormente el crecimiento de brotes nuevos se inhibe y en las flores se manifiesta una necrosis, provocando que sean abortadas. Por otro lado, los frutos que se llegan a formar reducen su tamaño y sufren deformaciones. Además, la planta es pequeña tornándose en un principio más verde de lo normal y después se vuelve amarillenta, secándose por fungosis en la raíz causada por el debilitamiento de la planta y la mayor susceptibilidad al ataque de otros patógenos (Intagri, 2016b).

En el caso de frutales solanáceos como tomate de árbol se ha observado amarillamiento y marchitez; mientras que en uvilla se ha presentado hojas amarillentas y de color púrpura (Caicedo et al., 2020) y la posterior marchitez y muerte de la planta.

4. El insecto vector

El psílido de la papa y tomate es un insecto que en la actualidad pertenece al orden Hemiptera y familia Triozidae. Este insecto fue identificado por primera vez en 1909 por Cockerelli en el estado de Colorado (USA) y, como reconocimiento, Sulc (1909), propuso el nombre científico *Trioza cockerelli*, aunque más tarde se acordó taxonómicamente como *Paratrioza cockerelli*. Recientemente, el género de esta especie se ha revisado y se le ha asignado el nombre de *Bactericera cockerelli* (Butler y Trumble, 2012; Burckhardt y Lauterer, 1997).

Existen dos tipos de daños: el toxinífero o directo y el indirecto como transmisor de fitoplasmas y CaLso (OIRSA, 2015). La toxina en la saliva de *B. cockerelli* es una sustancia que daña a células que producen clorofila en las hojas de las plantas y que dan el color verde a éstas, lo que hace que las plantas se vean amarillentas y raquílicas (Rojas, 2010). Las plantas con amarillamientos reducen el crecimiento y vigor del nuevo follaje, provocan clorosis o enrojecimiento (color púrpura de las hojas), deformación basal de hojas, entrenudos acortados y engrosados, linfáticos agrandados, tubérculos aéreos, senescencia prematura y muerte de la planta (Butler y Trumble, 2012).

En tomates (*S. lycopersicum*), los síntomas foliares son similares a los de las papas, además incide en el tamaño, calidad de los frutos y rendimiento (Cranshaw, 1994), con pérdidas que alcanzan el 80% (Liu y Trumble, 2006).

El umbral de daño en *S. tuberosum* es máximo de una ninfa por planta, una vez sobrepasada esta población la planta presentará síntomas (Padilla et al., 2010).

4.1 Descripción morfológica de *B. cockerelli*

Este insecto presenta tres etapas de desarrollo: huevo, ninfa (5 estadios) y adulto. Sus huevecillos son de forma ovoide con un corion brillante, su tamaño promedio es de 0.32 por 0.18 mm, presentan en uno de sus extremos un pequeño filamento, que lo utilizan para adherirse a la superficie de las hojas, (DAAG, 2012). Los huevecillos recién ovipositados son casi transparentes y cambian de una coloración verde claro a un color anaranjado antes de su emergencia (Marín et al., 1995) (Figura 1) .



Figura 1. Huevecillos y ninfas de *B. cockerelli*.

Fuente: Autoría propia.

El tamaño promedio de ninfas de los estadios I, II, III, IV y V es de 0.40 por 0.20, 0.60 por 0.40, 1.2 por 0.70, 1.6 por 1.1 y 1.8 por 1.15 mm, respectivamente (Cerna-Chávez et al., 2018; DAAG, 2012). En los adultos el tamaño promedio es de 1.58 por 0.66 mm, sin considerar el largo de las alas y de 2.8 por 2.9 mm (machos), y 2.8 por 3.2 mm (hembras) considerando las alas (DAAG, 2012). El cuerpo de las ninfas está rodeado por sectosetas truncadas, las antenas presentan rinarios (órganos sensores), existe un poro anal y los paquetes anales se diferencian claramente a partir del tercer estado ninfal. En el último estado ninfal la segmentación entre cabeza, tórax y abdomen está bien definida y su coloración es verde claro, las antenas se encuentran seccionadas en una región basal corta y gruesa y otra alargada en la cual se encuentran sencillas placoides definidas (Marín et al., 1995) (Figura 2).



Figura 2. Estados ninfales.

Fuente: Autoría propia.



Figura 3. Adulto de *B. cockerelli*.

Fuente: Autoría propia.

El adulto tiene una coloración verde amarillenta sin un patrón de manchas bien definido y sus alas son blancas cuando emerge, y al paso de 2 a 3 días el cuerpo obtiene su patrón de manchas características y las alas se vuelven transparentes. El abdomen de la hembra tiene cinco segmentos visibles más el segmento genital, con un pequeño ovipositor. El macho tiene seis segmentos visibles más el genital, este último segmento se encuentra plegado sobre la parte media dorsal del abdomen (cápsula genital) (Marín et al., 1995) (Figura 3).

4.2 Ciclo biológico de *Bactericera cockerelli*

Su ciclo biológico dura de 15 a 30 días aproximadamente dependiendo de la temperatura (Ramírez-Gómez et al., 2008). El número de generaciones varía considerablemente entre regiones, usualmente de tres a siete. Sin embargo, una vez que los psílidos invaden un área, la ovoposición prolongada causa que las generaciones se sobrepongan, haciendo que sea difícil distinguir entre las mismas (Al-Jabr, 1999).

El ciclo biológico de *B. cockerelli* tiene las siguientes fases: huevo, ninfa (pasa por 5 instares de desarrollo) y el estado adulto (Figura 4). Los huevos se depositan individualmente en el haz y envés de las hojas, comúnmente cerca de los bordes. Con la eclosión de los huevos se originan las ninfas, las cuales se mueven hacia la parte inferior de las hojas donde permanecen durante todo su desarrollo obteniendo protección y sombra. Las ninfas y adultos excretan partículas blanquecinas que pueden adherirse al follaje y frutos. Los adultos son buenos voladores y suelen saltar por el movimiento de las hojas. Las hembras ponen un promedio de 300 a 500 huevos a lo largo de su vida. El insecto tiene un aparato bucal tipo picador-chupador y posee un estilete formado por dos conductos, uno para entrada y otro para salida (Intagri, 2016a).

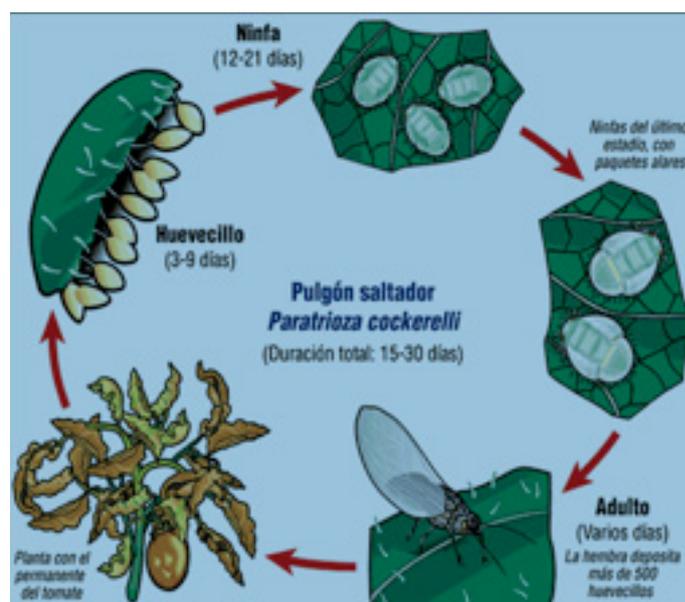


Figura 4. Ciclo biológico de *B. cockerelli*.

Fuente: Bayer Crop Science, 2005.

List (1939), determinó en invernadero el efecto de la temperatura sobre la población de los psílidos, encontrando que la temperatura de 26,6 °C es muy favorable para el desarrollo y supervivencia (657 huevos), en cambio, en temperaturas inferiores a 15,5 °C (108 huevos) y superiores a 32,2 °C (115 huevos), el desarrollo y supervivencia es bajo. Bajo condiciones de laboratorio, el mismo autor, determinó los efectos de la temperatura desde emergencia de los huevecillos y el estado ninfal, encontrando que 26,6 °C es la temperatura óptima para la oviposición, y que la temperatura de 37,8 °C (0 huevos) es letal para huevecillos y ninfas, mientras que las hembras son afectadas para la oviposición.

5. Manejo de la dinámica poblacional del vector

5.1 Monitoreo de poblaciones

El sistema más adecuado para el monitoreo de las poblaciones de estados inmaduros (huevecillos y ninfas) es el muestreo semanal, para lo cual cada 10 pasos se selecciona una planta en donde se buscarán oviposturas en los brotes terminales de las hojas y ninfas en las hojas basales (Cuesta et al., 2021), determinando el número de huevecillos y ninfas que permitirán medir la eficacia de las prácticas de control. Para el caso de las poblaciones de adultos del psílido bajo condiciones de campo e invernadero, ha sido el uso de trampas amarillas con pegamento, recomendándose 4 trampas en los bordes externos y una central (Cuesta, et al., 2021); además se pueden usar trampas de agua (charolas amarillas) y/o el uso de la red entomológica (INTAGRI, 2016a).

5.2 Control cultural

Se sugiere eliminar malezas en los extremos del cultivo y dentro de éste antes, durante y después del ciclo del cultivo siempre que se encuentren psílicos de *B. cockerelli*. Esta especie cuenta con un amplio rango de hospederos de las familias Solanaceae y Convolvulaceae (Ouvrard, 2021) de las cuales 40 especies de solanáceas son las favoritas (INTAGRI, 2016a).

Un punto importante es la eliminación de plantas del cultivo que presenten inicios de la enfermedad para evitar focos de infección en el lote.

5.3 Uso de trampas

De manera general, se recomienda el uso de trampas de plástico de color amarillo para realizar el monitoreo y captura del insecto (INTAGRI, 2016a). De acuerdo con la investigación realizada por Al-Jabr (1999) para la captura de adultos de *B. cockerelli*, la utilización de trampas plásticas con color neón naranja superó a las trampas de otros colores, por lo que también puede emplearse para la captura de adultos del psílido (Tabla 1).

Tabla 1. Evaluación de trampas de colores para la captura de *B. cockerelli* en tomate.

Color de la trampa	Adultos/trampa
Neón naranja	88.00 a
Crema	22.90 b
Oro	20.90 b
Rosa	9.30 b
Argenta	7.30 b
Blanco	4.96 b
Zarco	4.80 b
Negro	4.80 b
Azul	2.80 b
Magenta	0.10 b

Fuente: Al - Jabar, 1999.

5.4 Control biológico

Al-Jabr (1999), reporta el uso de *Beauveria bassiana* para el control de ninfas de *B. cockerelli* en tomate bajo condiciones de invernadero, de los resultados, se observa un alto porcentaje de mortalidad, sobre el 82% con respecto al testigo.

Se reportan casos exitosos de control biológico con liberaciones de catarinas o mariquitas (*Hipodamia convergens* o *Cleobora mellyi*) consumidora de huevos y la avispa parasitoide de ninfas (*Tamarixia triozae*), ácaros predadores (*Amblydromalus limonicus*), o aplicar hongos entomopatógenos como *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* y *Lecanicillium muscarium* (Butler y Trumble 2010; Mauchline y Stannard, 2013; Pugh et al., 2015; Xu y Zang, 2015; Ramirez et al., 2017; Ocampo-Hernández et al., 2019). Además, se ha reportado al predador *Dicyphus hesperus* Knight (Hemíptera: Miridae), nativo de Norteamérica y México, que se alimenta de ninfas del segundo y tercer instar de *B. cockerelli* (Calvo et al., 2016; Ramírez-Ahuja et al., 2017).

5.5 Control químico

Para el control químico se recomienda el uso de insecticidas de distinto ingrediente activo y que pertenezcan a diferente grupo químico (Tabla 2).

Tabla 2. Grupo químico, mecanismos de acción de insecticidas a usarse.

Grupo	Mecanismo acción	Modo acción	Estado plaga	Subgrupo químico	Ingrediente activo	Categoría toxicológica
2B	Antagonista del receptor GABA en el canal de cloro	C, I, S	N, A	Fenilpirazoles	Fipronil	II
3 ^a	Moduladores del canal de sodio	C, I	N, A	Piretroides, piretrinas	Bifentrin Betaciflutrin, Cipermetrin, Detametrin, Lambda-cihalotrin,	IV
4 ^a	Antagonista del receptor nicotínico de la acetilcolina	C, I, S, T	N, A	Neocotinoides	Acetamiprid,	III
4C		C, I, T	N, A	Sulfoximidias	Sulfoxaflor	III
4D		T	N. A	Butenolides	Flupiradifurona	II

5	Activador del receptor alostérico nicotínico de la acetilcolina	C, I, T	N, A	Spinosines	Spinosad, spinoteram	IV
7C	Mímicos de la hormona juvenil	C, I	H, N	Piridinas	Pyriproxifen	III II
9B	Moduladores del canal TRPV de los órganos cordotonales	S	N, A	Derivados de piridina azometina	Pymetrozine	
10 ^a	Inhibidores del crecimiento de ácaros de	C, I, T	H, N	Hexitiazox	Hexitiazox	III
10B	CHS1	C, I, T	H, N	Etoxazole	Etoxazole	III
12 ^a	Actúa a nivel de las mitocondrias, inhibiendo la síntesis de ATP	C, T	H, N, A	Tiourea	Diafenturon	III
12D	Inhibe la fosforilación oxidativa, evitando la generación de ATP e interfiriendo con el proceso metabólico	C, T	H	Organosulfuros	Tetradifon	IV
14	Bloqueadores del canal del			Análogo de	Thiocyclam	

Modo de acción: C contacto, I ingestión, S sistémico, T translaminar. **Estado plaga:** H huevo, N ninfa, A adulto. **Categoría Toxicológica:** I Altamente peligroso, II Moderadamente peligroso, III Ligeramente peligroso, IV Ligeramente tóxico.

Fuente: IRAC, 2019. Adaptado por los autores.

En la Tabla 3, se muestra el listado de grupos químicos que deben ser rotados dependiendo del número de controles y estado fenológico. Dentro de cada columna está marcados con una "X" los productos que pueden ser rotados cada 15 días; la elección del producto dependerá del precio y disponibilidad del producto en la zona de producción. Es importante destacar que, en el tomate de árbol durante las fases de floración, cuajado, engrose de fruta y cosecha en que se superponen dichos estados, no se debe utilizar los insecticidas del grupo químico 4 debido a que afectan de manera importante las abejas que son los insectos polinizadores del cultivo.

Se ha reportado el uso de aceite agrícola y una micro arcilla (kaolin) para el control del psílido (Butler y Trumble, 2012). El aceite agrícola podría ser alternado con la aplicación de caldo bordelés puesto que se ha reportado que tiene efecto fungicida, bactericida e insecticida (insectos chupadores) (Castro, 2007). Este tipo de control puede ser intercalado con los insecticidas sintéticos para reducir la aplicación de estos.

Tabla 3. Sugerencia de rotación de insecticidas.

Etapas Fenológicas	<i>Trasplante</i>	<i>Crecimiento Vegetativo</i>	<i>Floración, Cuajado y Engrose de Frutos</i>	<i>Cosecha</i>	
Duración etapa fenológica	1 mes	5 meses	4 meses	2 meses	
Número de controles (cada 15 días)	2	10	8	4	

Grupo Químico					Control Plaga
1A	X	X			Ninfas y adultos
1B			X	X	Adultos
2A			X	X	Ninfas
2B	X	X			Adultos
3A	X	X			Ninfas y adultos
4A, 4D, 4C	X	X	NO APLICAR	NO APLICAR	Ninfas y adultos
5			X	X	Ninfas y adultos
6	X	X			Ninfas y adultos
7C	X	X			Huevos y ninfas
9	X	X			Ninfas y adultos
10A	X	X			Huevos, ninfas y adultos
12A	X	X	X	X	Huevos, ninfas y adultos
12D	X	X	X	X	Huevos
13	X	X			Ninfas y adultos
14			X	X	Adultos
15	X	X	X	X	Huevos y ninfas
16			X	X	Adultos
22	X	X			Adultos
23			X	X	Ninfas y adultos
28			X	X	Ninfas y adultos
AA	X	X	X	X	Huevos, ninfas y adultos

Fuente: IRAC, 2019. Adaptado por los autores.

Una de las recomendaciones para la rotación de los insecticidas para el control de *B. cockerelli* según Guachamín (2020) (Tabla 4) fue el empleo de los siguientes productos: 1) para el control de huevos: Hexitiazox y Thiocyclam, 2) para el control de ninfas y adultos: Spinetoram, Flupiradifurona, Spirotetramat + Thiacloprid, Sulfoxaflor, insecticidas que presentan menor impacto ambiental e incidencia sobre los insectos benéficos, así como, reducción del riesgo para generar resistencia.

Tabla 4. Insecticidas efectivos en el control huevos y ninfas de *B. cockerelli* y dosis.

Ingrediente activo para control de huevos	Dosis/litro de agua	Ingrediente activo para control de ninfas	Dosis/litro de agua
Hexitiazox	150 mg	Spinetoram	0.75 ml
Thiocyclam	1 g	Flupiradifurona	1.45 ml
Buprofezina	2.5 ml	Spirotetramat + Thiacloprid	0.8 ml
Teflubenzuron	0.2 ml	Indoxacarb	1 ml
Etoxazole	1 ml	Fipronil	0.5 ml
		Sulfoxaflor	1.25 ml
		Spinosad	0.2 ml
		Lambdacialotrin+ Tiametoxan	1 ml
		Indoxacarb	1 ml
		Lambdachialotrin	1.75 ml

Fuente: Guachamín, 2020. Adaptado por los autores.

5.6 Control botánico

El empleo de extractos vegetales en la agricultura es una alternativa natural que permite producir alimentos de buena calidad, con un beneficio para el medio ambiente, salud de los productores y consumidores. Proviene de ingredientes activos de acción insecticida, repelente o fungicida, extraídos de ciertas partes de las plantas, se caracterizan por ser eficaces, menos costosos, biodegradables al descomponerse y no generan resistencia rápidamente (Ledesma, 2015).

Entre los extractos de origen botánico tenemos el uso de saponina, la cual se ha utilizado principalmente para repeler mosca blanca y *B. cockerelli*, sólo o en combinación con extracto de canela da buenos resultados a dosificación de 2.5 cc de quillaja y 2.5 cc de extracto de canela por litro de agua (OIRSA, 2015). Además, se recomienda el uso del refinado de soya, extracto de ajo, aceite de neem (azadirachtina), piretrinas naturales, cal micronizada y jabones agrícolas (INTAGRI, 2016a).

Se ha evaluado el uso de repelentes hidrodestilados de aplicación foliar sobre la dinámica poblacional de *B. cockerelli* en *S. tuberosum*. Estos hidrolatos fueron formulados a partir de extractos vegetales (*Clinopodium tomentosum*, *Allium sativum*, *Ambrosia arborescens*, *Lavandula officinalis* y *Chenopodium album*). Además, como producto que promueve la acción sistémica de los hidrolatos en las plantas, se utilizó el Dimetil Sulfóxido (DMSO) que es un subproducto del extracto de roble, con propiedades de precursor de la resistencia inducida y para una acción sistémica dentro de las plantas (Peñaherrera et al., 2021a). Estos repelentes fueron aplicados cada 10 días con un monitoreo de 2 veces por semana de la población del psílido. Los hidrolatos de *Allium sativum* 70% + *Clinopodium tomentosum* 10%, *Clinopodium tomentosum* 10% y *Lavandula officinalis* 10%, con dosis de 1,25 ml por litro de agua + DMSO 10-3 (0.3 ml lt⁻¹), aplicado cada 10 días, mostró una repelencia promedio de 0,77 huevos planta⁻¹ y 0,90 ninfas planta⁻¹; además las plantas tuvieron menor incidencia de PM (20,97 %) (Peñaherrera et al., 2021b).

6. Sintomatología de la enfermedad en tomate de árbol

Una planta sana de tomate de árbol presenta hojas grandes en la parte baja y en la parte apical hojas de color morado, extendidas y sin encrespamientos o enrollamientos, característico de las variedades anaranjadas conocidas (Figura 5).

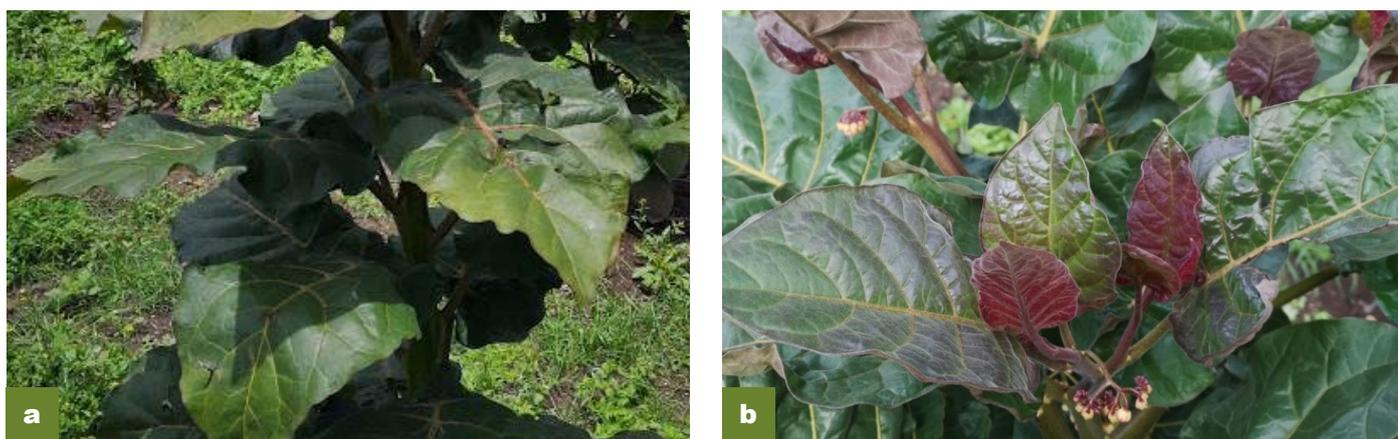


Figura 5. Planta con crecimiento y hojas normales en la parte baja (a) y en el ápice con el color morado característico (b). Fuente: autoría propia.

Por el contrario, una planta que se infecta con PM, mantiene normales las hojas bajas, pero en los ápices se presentan síntomas como cambio del color morado de las hojas más pequeñas a tintes más rojizos y ligero enrollamiento de las hojas hacia el envés (Figura 6), por otro lado, las hojas apicales de mayor tamaño presentan un amarillamiento internerval en el haz, y que se destaca aún más al mirarlas a trasluz (Figura 7). Además, se observa detención del crecimiento, por lo que se puede observar activación de las yemas laterales de la rama principal (Figura 8).



Figura 6. Cambio de color de hojas apicales a tintes rojizos e inicio de enrollamiento. Fuente: autoría propia.



Figura 7. Presencia de amarillamientos internervales, que se destacan al observarlos a trasluz. Fuente: autoría propia.



Figura 8. Activación de brotes laterales. Fuente: autoría propia.

En otros casos, se observa una proliferación de brotes apicales con hojas de tamaño reducido, respecto a las hojas normales, que se las llama escobas de bruja (Figura 9). A medida que la enfermedad avanza, las hojas apicales toman coloraciones rosadas o rojizas, las hojas de mayor edad comienzan a amarillarse y deformarse (Figura 9), esta problemática provoca la detención del crecimiento general de la planta.

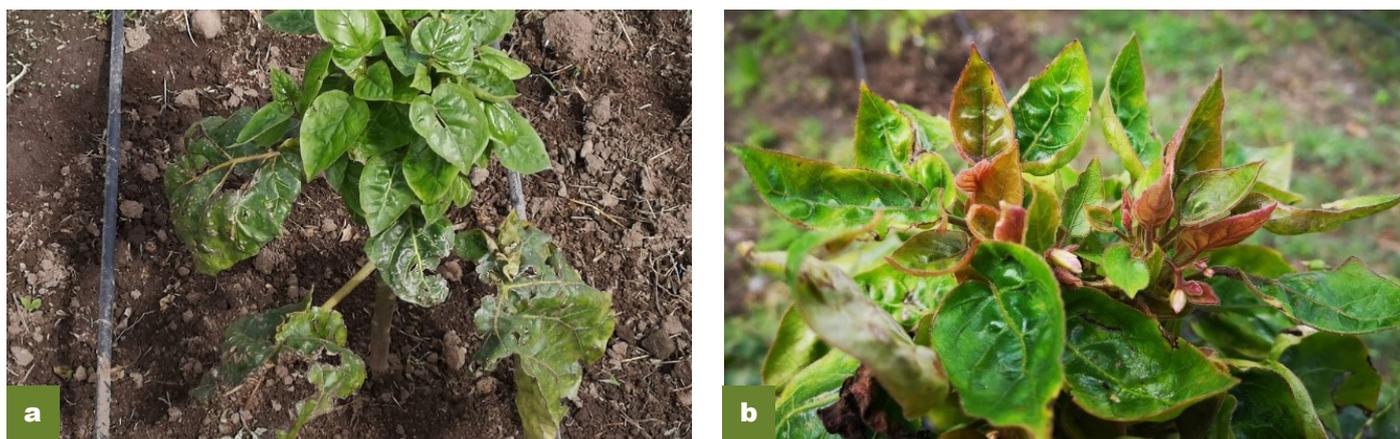


Figura 9. Proliferación de brotes apicales y reducción del tamaño de las hojas (a), aparecimiento de hojas nuevas rosadas y deformación de hojas de mayor edad (b). Fuente: autoría propia.

7. Insecto vector encontrado en las plantaciones de tomate de árbol

Respecto al posible vector, se han realizado observaciones en la Granja Experimental Tumbaco de un insecto identificado en los laboratorios de AGROCALIDAD como *B. cockerelli*, mismo que presenta una coloración negruzca, las alas son largas y sobrepasan el cuerpo y presenta dos franjas blancas en la parte dorsal del abdomen (Figura 10).

También se han encontrado posturas abundantes de huevos en el envés de las hojas, que son de color amarillento, ovals y presentan un filamento o pedicelo corto que se une a la hoja y las formas ninfales del insecto, de color amarillento y formas planas (Figura 11).



Figura 10. *Bactericera cockerelli* presente en plantas de tomate de árbol. Fuente: autoría propia.



Figura 11. Huevecillos con colores blanquecinos iniciales y amarillentos al madurar; y ninfas de *B. cockerelli*. Fuente: Autoría propia.

8. Identificación del agente causal de la enfermedad

Se han colectado muestras de tejido vegetal con la sintomatología previamente descrita, estas muestras han sido analizadas en el Laboratorio de Biología Molecular de AGROCALIDAD, obteniéndose como resultado del diagnóstico mediante análisis molecular presencia de CaLso, por lo que se concluiría que esta bacteria es probablemente uno de los agentes patógenos asociados a la PM en tomate de árbol. Además, esta bacteria ya ha sido reportada en frutales Solanáceos (Lieferting et al., 2008). En lo referente al diagnóstico de *Phytoplasma*, se ha obtenido al momento resultado negativo en las muestras que fueron analizadas.

9. Referencias

- Al-Jabr, A. (1999). Integrated Pest Management of tomato/potato psyllid, *Paratrioza cockerelli* (Sulc) (Homoptera: Psyllidae) with emphasis on its importance in greenhouse grown tomatoes. Tesis PhD. Colorado State University, Fort Collins, CO.
- Bayer CropScience. (2005). Boletín técnico de la Paratrioza cockerelli o pulgón saltador del tomate y la papa. Bayer CropScience, México. 10 p.
- Bertaccini, A. (2007). Phytoplasmas: diversity, taxonomy, and epidemiology. *Frontiers in Bioscience*, 12, 673–689.
- Burckhardt, D. y Lauterer, P. (1997). A taxonomic reassessment of the trioqid genus *Bactericera* (Hemiptera: Psylloidea). *Journal of Natural History*, 31(1), 99-153.
- Butler, C. y Trumble, J. (2012). The potato psyllid, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae): life history, relationship to plant diseases, and management strategies. *Terrestrial Arthropod Reviews*, 5, 87–111.
- Caicedo, J., Crizón, M., Pozo, A., Cevallos, A., Simbaña, A., Rivera, L. y Arahana, V. (2015). First report of 'Candidatus Phytoplasma aurantifolia' (16SrII) associated with potato purple top in San Gabriel-Carchi, Ecuador. *New Disease Reports*, 32, 20.
- Caicedo, J., Vallejo, M., Simbaña, L. y Rivera, L. (2020). First report of 'Candidatus Liberibacter solanacearum' causing leaf discoloration and wilting in tamarillo and cape gooseberry in Ecuador. *New Disease Reports*, 41, 30.
- Calvo, F. J., Torres-Ruiz, A., Velázquez-González, J. C., Rodríguez-Leyva, E. y Lomeli-Flores, J. R. (2016). Evaluation of *Dicyphus hesperus* for biological control of sweet potato whitefly and potato psyllid on greenhouse tomato. *Biological Control*, 61:415–424.
- Castillo, C., Paltrinieri, S., Bustamante, J. B. y Bertaccini, A. (2018). Detection and molecular characterization of a 16SrI-F phytoplasma in potato showing purple top disease in Ecuador. *Australasian Plant Pathology*, 47: 311-315.
- Castillo, C. (2019). Potato purple top disease in Ecuador. *Phytopathogenic Mollicutes*, 9(1), 143-144.
- Cerna, E., Hernández, O., Ochoa, Y., Landeros, J., Aguirre, L. y Hernández, A. (2018). Morfometría de inmaduros y tablas de vida de *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Triozidae) de poblaciones del noreste de México. *Revista Colombiana de Entomología*, 44 (1), 53-60.
- Castro, A. 2007. Prácticas alternativas para el manejo integrado de plagas y enfermedades. Honduras: Zamorano.

Cranshaw, W. (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.

Crisón, M. (2017). *Identificación molecular del fitoplasma causante de la punta morada de la papa y ensayos de resistencia sistémica adquirida*. Tesis Ing. Agr. Universidad Central del Ecuador, Facultad de Ciencias Agrícolas. Quito, Ecuador. 79 p.

Cuesta, X., Peñaherrera, D., Velásquez, J., Racines, M. y Castillo, C. (2021). Guía de manejo de la punta morada de la papa. Segunda edición. Manual técnico No. 104. Quito (Ecuador). Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias. 20 p.

DAAG Department of Agriculture Australian Government. (2012). Diagnostic protocol for the detection of the tomato potato psyllid, *Bactericera cockerelli* (Šulc). Consultado de <http://plantbiosecuritydiagnostics.net.au/wordpress/wp->

EPPO. (2020). EPPO Global database. In: EPPO Global base. París. France: EPPO. Firrao, G., Andersen, M., Bertaccini, A., Boudon Padiou, E., Bove, J., Daire, W., Davis, R., Fletcher, J., Garnier, M., Gibb, K., Gundersen Rindal, D., Harrison, N., Hiruki, C., Jones, P., Kuske, C., Lee, I., Liefing, L., Marcone, C., Namba, S., Schneider, B., Sears, B., Seemuller, E., Smart, C., Streten, C., Wang, K. 2004. 'Candidatus Phytoplasma', a taxon for the wall-less, non-helical prokaryotes that colonize plant phloem and insects. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology, 54:1243–1255.

Garzón, T. (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 *Paratrioza cockerelli* (Sulc.) como plaga y vector de fitoplasmas en hortalizas. Culiacán, Sinaloa, México, pp 79–87.

Guachamín, O. (2020). Evaluación de seis sistemas de rotación de insecticidas para el manejo de *Bactericera cockerelli* en la variedad de papa INIAP-Libertad. Tesis Ing. Agr. Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad Central del Ecuador. 79p.

Hansen, A., Trumble, J., Stouthamer, T. y Paine, T. (2008). "A new huanglongbing species, *Candidatus Liberibacter psyllaurosus*, found to infect tomato and potato, is vectored by the psyllid *Bactericera cockerelli* Sulc". Applied Environment Microbiology, 74(18), 5862-5865.

Harling, R., Arocha, Y., Harju, V., Tobing, C., Boa, E., Kelly, P. y Reeder, R. (2009). First report of 16SrII 'Candidatus Phytoplasma aurantifolia' infecting chilli and tamarillo in Indonesia. Plant Pathology, 58(4), 791-791.

Himeno, M., Kitazawa, Y., Yoshida, T., Mahejima, K., Yamaji, Y., Oshima, K. y Namba, S. (2014). Purple top symptoms are associated with reduction of leaf cell death in phytoplasma-infected plants. Scientific Reports, 4, 4111.

INTAGRI. (2016a). Manejo Integrado de Paratrioza. Consultado de <https://www.intagri.com/articulos/fitosanidad/manejo-integrado-de-paratrioza>

INTAGRI. (2016b). La Enfermedad del "Permanente del Tomate. Consultado de <https://www.intagri.com/articulos/fitosanidad/la-enfermedad-del-permanente-del-tomate>

IRAC. (2019). Clasificación del modo de acción de insecticidas y acaricidas. IRAC: España. 24 p.

- Ledesma, M. (2015). Evaluación de la eficiencia de extractos vegetales y agentes microbiológicos para el control del barrenador del fruto de la naranjilla *Neoleucinodes elegantalis*. Tesis Ing. Agr. Universidad Central del Ecuador, Quito-Ecuador. 97 p.
- Lee, I., Davis, R. and Gundersen, D. (2000). Phytoplasma: phytopathogenic mollicutes. Annual Review of Microbiology, 54, 221-255.
- Liefting, L., Ward, L., Shiller, J. y Clover, G. (2008). A New 'Candidatus Liberibacter' Species in *Solanum betaceum* (Tamarillo) and *Physalis peruviana* (Cape Gooseberry) in New Zealand. Plant Disease, 92(11), 1588.
- Liefting, L. (2009). New 'Candidatus Liberibacter' species infecting solanaceous crops. Biosecurity 93, 208–214.
- Liu, D. y Trumble, J. (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.
- Marín, J., Garzón, T., Becerra, F., Mejía, A., Bujanos, M. y Byerly, M. (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, pp. 25-32.
- Mauchline, N. A. y Stannard, K. A. (2013). Evaluation of selected entomopathogenic fungi and bioinsecticides against *Bactericera cockerelli* (Hemiptera). New Zealand Plant Protection, 66, 324–332.
- McCoy, R., Caudwell, A., Chang, C., Chen, T., Chiykowski, L., Cousin, M., Dale de Leeuw, G. Golino, D., Hackett, K., Kirkpatrick, B., Marwitz, R., Petzold, H., Sinha, R., Suguira, M., Whitcomb, R., Yaqng, I., Zhu, B. y Seemuller, E. (1989). Plant diseases associated with mycoplasma-like organism. In: The Mycoplasmas (Whitcomb, R. and Tully, J. eds.), pp 546 –640. New York. Academic Press.
- OIRSA Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria. (2015). 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. 2015. San Salvador, El Salvador. 58 p.
- Ocampo-Hernández, J. A., Tamayo-Mejía, F., Tamez-Guerra, P., Gao, Y. y Guzmán-Franco, A. W. (2019). Different host plant species modifies the susceptibility of *Bactericera cockerelli* to the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana*. Journal of Applied Entomology, 143, 984–991.
- Ouvrard, D. (2021). Psyllist - The World Psylloidea Database. Consultado de <http://www.hemiptera-databases.com/psyllist>
- Padilla, M., Echeverría, L. y Mora, F. (2010). Manejo integrado de la Paratrioza 2. Actualidad Fitosanitaria, 45, 1-4.
- Peñaherrera, D., Paucar, B., Tipanluisa, E. y Iza, C. (2021a). DMSO y rutina flavonoide complementarios al manejo de PMP para incrementar peso de tubérculos. IX Congreso de la papa. p. 97-98.
- Peñaherrera, D., Raura, D., Paucar, B. y Caicedo, J. (2021b). Aplicación de extractos vegetales hidrolatados para el manejo ecológico de *Bactericera cockerelli* en *Solanum tuberosum*, Ecuador. Memorias de la XXIV Biental RSEHN. p. 101-102.

Perez-López, E., Luna-Rodríguez, M., Olivier, C. Y. y Dumonceaux, T. J. (2016). The underestimated diversity of phytoplasmas in Latin America. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 66, 492–513.

Pugh, A. R., O'Connell, D. A. y Wratten, S. D. 2015. Further evaluation of the southern ladybird (*Cleobora mellyi*) as a biological control agent of the invasive tomato–potato psyllid (*Bactericera cockerelli*). *Biological Control*, 90, 157-163.

Ramírez-Gomez, M., Santamaría-Cesar, E., Méndez-Rivera, J. S., Ríos-Flores, J. L., Hernández-Salgado, J. R. y Pedro-Méndez, J. G. (2008). Evaluación de insecticidas alternativos para el control de Paratrioza (*Bactericera cockerelli* b.y l.) (Homoptera: Triozidae) en el cultivo de chile jalapeño (*Capsicum annum* L.). *Revista Chapingo Serie Zonas Áridas*, 7(1), 47-56.

Ramírez-Ahuja ML, Rodríguez-Leyva E, Lomeli-Flores JR, Torres-Ruiz A y Guzmán-Franco AW. (2017). Evaluating combined use of a parasitoid and a zoophytophagous bug for biological control of the potato psyllid, *Bactericera cockerelli*. *Biological Control*, 106, 9–15.

Rojas, P. (2010). Biología de *Tamarixia triozae* (BURKS) Hymenoptera: Eulophidae) parasitoides de *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae). Tesis Maestría en Ciencias, Colegio de Postgraduados, Montecillo, Texcoco, México. 48 p.

Rubio, O., Almeyda, I., Ireta, J., Sánchez, J., Fernández, R., Borbón, J., Díaz, C., Garzón, J., Rocha, R. y Cadena, M. (2006). Distribución de la punta morada y *Bactericera cockerelli* Sulc en las principales zonas productoras de papa en México. *Agricultura técnica en México*, 32(2), 201-211.

Siddique, A., Gurthrie, J., Walsh, K., White, D. y Scott, P. (1998). Histopathology and within-plant distribution of the phytoplasma associated with Australian papaya dieback. *Plant Disease*, 82, 1112-1120.

Sugio, A., Kingdom, H. N., MacLean, A. M., Grieve, V. M. y Hogenhout, S. A. (2011). Phytoplasma protein effector SAP11 enhances insect vector reproduction by manipulating plant development and defense hormone biosynthesis. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 108 (48), E1254-E1263.

Šulc K. (1909). *Trioza cockerelli* n.sp., a novelty from North America, being also of economic importance. *Acta Societatis Entomologicae Bohemiae*, 6(4), 102-108.

Teng, S., Keurentjes, J., Bentsink, L., Koornneef, M. y Smeekens, S. (2005). Sucrose-specific induction of anthocyanin biosynthesis in Arabidopsis requires the MYB75/PAP1 Gene. *Plant Physiology*, 139, 1840-1852.

Xu, Y. y Zang, Z. (2015). *Amblydromalus limonicus*: a “new association” predatory mite against an invasive psyllid (*Bactericera cockerelli*) in New Zealand. *Systematic & Applied Acarology*, 20 (4), 375–382.

ISBN: 978-9942-22-540-5



www.iniap.gob.ec



@agroinvestigacionecuador



@iniapecuador



@iniapecuador

Instituto Nacional de
Investigaciones Agropecuarias



República
del Ecuador



Juntos
lo logramos