

# ***Candidatus Phytoplasma trifolii*: UN NUEVO PATÓGENO INFECTANDO LAS PLANTAS DE CHILE PARA SECADO EN ZACATECAS, MÉXICO.**

RODOLFO VELÁSQUEZ VALLE, LUIS ROBERTO REVELES TORRES,  
SILVIA SALAS MUÑOZ, JORGE ARMANDO MAURICIO CASTILLO.



**SECRETARIA DE AGRICULTURA, GANADERÍA, DESARROLLO RURAL, PESCA  
Y ALIMENTACIÓN**

**MTRO. JOSÉ EDUARDO CALZADA ROVIROSA**  
Secretario

**MTRO. JORGE ARMANDO NARVÁEZ NARVÁEZ**  
Subsecretario de Agricultura

**MTRO. RICARDO AGUILAR CASTILLO**  
Subsecretario de Alimentación y Competitividad

**MTRO. HÉCTOR EDUARDO VELASCO MONROY**  
Subsecretario de Desarrollo Rural

**LIC. MARCELO LÓPEZ SÁNCHEZ**  
Oficial Mayor

**INSTITUTO NACIONAL DE INVESTIGACIONES FORESTALES, AGRÍCOLAS Y  
PECUARIAS**

**DR. LUIS FERNANDO FLORES LUI**  
Director General

**DR. RAÚL GERARDO OBANDO RODRÍGUEZ**  
Coordinador de Investigación, Innovación y Vinculación

**M.C. JORGE FAJARDO GUEL**  
Coordinador de Planeación y Desarrollo

**MTRO. EDUARDO FRANCISCO BERTERAME BARQUÍN**  
Coordinador de Administración y Sistemas del INIFAP

**CENTRO DE INVESTIGACIÓN REGIONAL NORTE CENTRO**

**DR. HOMERO SALINAS GONZÁLEZ**  
Director Regional

**DR. URIEL FIGUEROA VIRAMONTES**  
Director de Investigación

**DR. FRANCISCO JAVIER PASTOR LÓPEZ**  
Director de Planeación y Desarrollo

**ING. RICARDO CARRILLO MONSIVÁIS**  
Director de Administración

**DR. FRANCISCO GPE. ECHAVARRÍA CHÁIREZ**  
Director de Coordinación y Vinculación en Zacatecas

***Candidatus Phytoplasma trifolii*: UN NUEVO PATÓGENO  
INFECTANDO LAS PLANTAS DE CHILE PARA SECADO EN  
ZACATECAS, MÉXICO.**

Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias  
Progreso No. 5, Barrio de Santa Catarina  
Delegación Coyoacán  
México, D.F.  
C.P. 04010 México, D.F.  
Teléfono (55) 3871-8700

ISBN: 978-607-37-0524-0

Primera Edición: Diciembre 2015

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, fotocopia o por registro u otros métodos, sin el permiso previo y por escrito a la institución.

Cita correcta:

Velásquez-Valle, R., Reveles-Torres L.R., Salas-Muñoz, S. y Mauricio-Castillo, J.A. 2015. *Candidatus Phytoplasma trifolii*: un nuevo patógeno infectando las plantas de Chile para secado en Zacatecas, México. Folleto Técnico Núm 70. Campo Experimental Zacatecas. CIRNOC – INIFAP, 24 páginas.

## CONTENIDO

<b>Introducción .....</b>	<b>1</b>
<b>Antecedentes .....</b>	<b>3</b>
<b>Características generales de los fitoplasmas .....</b>	<b>3</b>
<b>Interacción fitoplasma – hospedero vegetal .....</b>	<b>4</b>
<b>Efectos de la infección por fitoplasmas .....</b>	<b>6</b>
<b>Vectores de fitoplasmas .....</b>	<b>13</b>
<b>Identificación del <i>Candidatus Phytoplasma trifolii</i> .....</b>	<b>16</b>
<b>Manejo de enfermedades causadas por fitoplasmas en el cultivo de chile para secado .....</b>	<b>17</b>
<b>Glosario .....</b>	<b>19</b>
<b>Literatura citada .....</b>	<b>20</b>

# ***Candidatus Phytoplasma trifolii*: UN NUEVO PATÓGENO INFECTANDO LAS PLANTAS DE CHILE PARA SECADO EN ZACATECAS, MÉXICO.**

Rodolfo Velásquez Valle<sup>1</sup>  
Luis Roberto Reveles Torres<sup>1</sup>  
Silvia Salas Muñoz<sup>1</sup>  
Jorge Armando Mauricio Castillo<sup>2</sup>

## **INTRODUCCIÓN**

La producción de chile para secado (*Capsicum annum* L.) es una de las actividades agrícolas más relevantes en el estado de Zacatecas; cada año más de 30, 000 hectáreas son dedicadas a ésta hortaliza; en 2013 las áreas productoras de chile del estado representaron el 22.6% del total dedicado en México a éste cultivo (Zegbe *et al.*, 2012; Amador-Ramírez y Velásquez-Valle, 2015).

A lo largo del proceso productivo de ésta especie se enfrentan riesgos parasitológicos de diversa índole como hongos, bacterias, nematodos y diferentes tipos de virus que en forma consistente contribuyen a reducir el rendimiento y calidad del cultivo y abaten

---

<sup>1</sup> Investigadores de los Programas de Fitopatología y Biología Molecular del Campo Experimental Zacatecas.

<sup>2</sup> Investigador de la "Unidad Académica de Agronomía" de la Universidad Autónoma de Zacatecas.

su productividad. Sin embargo, en menos de cinco años han emergido nuevas sintomatologías que inicialmente pudieron haber sido diagnosticadas como provocadas por infecciones virales pero con el empleo de herramientas de biología molecular ha sido posible determinar la identidad correcta de los agentes patogénicos asociados.

Los denominados fitoplasmas son los más recientes agentes patogénicos detectados en plantas de chile para secado en Zacatecas; a pesar de que los primeros reportes de su presencia provienen de 1967, es hasta ésta fecha que se puede afirmar con seguridad su ocurrencia en las parcelas comerciales de chile para secado en Zacatecas.

En México existe escasa información acerca de la identificación puntual de éste tipo de patógenos en los cultivos de chile, y menos aún para el norte centro de México, donde se localiza al estado de Zacatecas. La sintomatología y transmisión de fitoplasmas ha sido abordada tanto a nivel global como local por lo que se cuenta con información básica al respecto. Por lo tanto, el objetivo del presente folleto consiste en dar a conocer, principalmente, la identificación de un fitoplasma asociado con el síntoma de yema grande en plantas de chile para secado así como revisar la epidemiología y manejo de este tipo de patógenos.

## **ANTECEDENTES**

En 1967 un grupo de investigadores japoneses observó al microscopio electrónico la presencia de cuerpos pleomórficos similares a los micoplasmas en el floema de plantas que mostraban síntomas de amarillamiento. Debido a su semejanza con los micoplasmas se denominaron “organismos tipo micoplasma” (mycoplasma like organism: MLO) hasta 2004 cuando se les reconoció oficialmente como el género “*Candidatus Phytoplasma*”. El termino *Candidatus* se otorga a un organismo que no puede ser cultivado artificialmente ya que carecen de los genes necesarios para la síntesis de aminoácidos, ácidos grasos y lípidos (Reveles-Torres *et al.*, 2015).

## **CARACTERÍSTICAS GENERALES DE LOS FITOPLASMAS**

Los fitoplasmas son procariotes unicelulares pertenecientes a la clase Mollicutes, carecen de pared celular por lo que poseen gran plasticidad, pleomorfismo y resistencia a antibacterianos asociados con la degradación o inhibición del peptidoglucano aunque son sensibles a los antibióticos del grupo de las tetraciclinas aunque son resistentes a otras sustancias como la bencil penicilina. La célula fitoplasmática está rodeada por una membrana trilaminar de alrededor de 10 nm de espesor compuesta por dos partes de proteína y una de lípidos; el citoplasma sólo contiene ribosomas útiles para la síntesis de proteínas y una molécula de ADN doble

circular aunque también se ha detectado la presencia de ADN extracromosómico (Alvizatos, 1993; Nishigawa *et al.*, 2001; Sugio *et al.*, 2011).

Las dimensiones celulares de los fitoplasmas son reducidas; de 200 a 800 nm; se reproducen por fisión binaria transversal a partir de células filamentosas y cocoides. Su genoma es rico en adenina y timina (pobre en guanina y citosina) y su tamaño oscila entre 530 y 1,350 kpb (Razin, 1998; Marccone *et al.*, 1999; Bertaccini, 2007).

### **INTERACCIÓN FITOPLASMA – HOSPEDERO VEGETAL**

El habitat de los fitoplasmas es el floema (con alto contenido en carbohidratos como glucosa y fructosa que proveen un suplemento energético), de las plantas infectadas, a menudo se encuentran alineados paralelamente a las células cribosas (Arismendi *et al.*, 2010). De acuerdo con Whitcomb y Tully (1989) los fitoplasmas tienen la capacidad de pasar lentamente a través de los poros de las células cribosas y colonizar lentamente a toda la planta. El movimiento ocurre en la dirección del flujo del floema, de las hojas hacia los puntos de crecimiento (hojas inmaduras y raíces), aun así, los fitoplasmas se diseminan más lentamente que los solutos y en ocasiones no son detectables en el tejido de los puntos de crecimiento (Christensen *et al.*, 2004). En ensayos de inoculaciones localizadas o recolonización en árboles, la translocación de fitoplasmas no podría ser completamente explicada por el flujo de

asimilados y ha sido especulado que los fitoplasmas podrían adherirse a las células del floema y desarrollarse a lo largo de las membranas celulares, aún contra el flujo de asimilados. Los fitoplasmas se reproducen exitosamente en los elementos cribosos del floema sugiriendo que éste tipo de células son empleados para su multiplicación y diseminación; los elementos cribosos son células que carecen de núcleo y con un reducido fitoplasma que forman una vía de escasa resistencia para los asimilados y para la diseminación de los fitoplasmas pero no contienen algunos de los nutrientes esenciales que requieren éstos patógenos como nucleótidos y hexosas fosforiladas.

Las células acompañantes de los elementos cribosos son metabólicamente activas y podría suplementar a los elementos cribosos de los nutrientes necesarios para mantenerlos vivos y funcionales pero también serían una fuente de alimento para los fitoplasmas. Un problema adicional lo constituyen el tamaño de los poros del plasmodesmo entre los elementos cribosos y las células acompañantes que es de  $\leq 10$  nm por lo que los fitoplasmas deben inducir una mayor apertura para permitir una fuga controlada de hexosas fosforiladas y nucleótidos de la célula acompañante hacia el elemento criboso. No se ha explicado aún la manera en que los fitoplasmas invaden las células acompañantes y del parénquima del floema a través de un poro de tres a cuatro nm cuando sólo los

ribosomas del fitoplasma son de alrededor de 25 nm (Christensen *et al.*, 2005).

## **EFFECTOS DE LA INFECCIÓN POR FITOPLASMAS**

Se tiene información sobre el efecto de la infección por fitoplasmas en algunas plantas, aunque falta aclarar algunos aspectos. En ensayos iniciales se señalaba que la producción de síntomas como la proliferación de yemas axilares, virescencia o filodia serían provocados por la alteración de los niveles endógenos de fitohormonas originada a su vez por la infección fitoplasmática; éste fenómeno daña severamente la translocación en los hospederos y sería responsable por delicados cambios en la bioenergética del floema (Christensen *et al.*, 2004). Los fitoplasmas alteran diversos procesos bioquímicos, entre los que destacan los cambios en la concentración de carbohidratos en el floema, raíces y hojas de plantas infectadas, reducción en la concentración de pigmentos fotosintéticos y proteínas totales solubles así como alteraciones en el balance hormonal y el transporte de aminoácidos. La infección por fitoplasmas ha sido descrita como una fotosíntesis dañada que acumula carbohidratos en las hojas maduras y con un bajo contenido de almidón en las raíces aunque esto parece ser un efecto secundario de la inhibición de la translocación de asimilados en el floema (Bertaccini y Duduk, 2009).

La expresión de síntomas de amarillamiento letal en palma de coco es precedida por cambios fisiológicos (concentraciones de azúcares y almidón) como un decremento en la tasa fotosintética y en la concentración de carbohidratos en la raíz pero con un incremento en la concentración de carbohidratos en las hojas sugiriendo una inhibición en el transporte por medio del floema que conduce a un stress en los tejidos jóvenes y, consecuentemente, a la manifestación de síntomas de la enfermedad (Maust et al., 2003).

Los síntomas provocados por los fitoplasmas son variables; Camarena y De la Torre (2008) señalan 10 síntomas que abarcan desde cambios completos o parciales en la coloración de la planta, esterilidad floral hasta proliferación de yemas, no obstante, la interacción fitoplasma - hospedero puede producir síntomas particulares: la infección por espiroplasmas o fitoplasmas en plantas de cultivares susceptibles de maíz induce una mayor retención de agua que en las plantas sanas (de Oliveira et al., 2005); en plantas del género Brassica los fitoplasmas evitan la formación de la yema floral aunque otras manifestaciones como desarrollo retardado, proliferación de brotes y virescencia floral han sido reportados globalmente (Kaminska y Kaminski, 2012). La viabilidad de la semilla de papa en México es afectada por fitoplasmas que causan la punta morada (Potato purple top) en el

follaje y el ahilamiento de los brotes en el tubérculo (Potato hair sprouts) (Leyva-López et al., 2002). En plantas de vid inducen un enrojecimiento severo del follaje y distorsión del follaje asociados a las enfermedades fitoplasmáticas conocidas como Bois Noir y Flavescence doree que reducen el rendimiento de los viñedos (Ertunc, 2013).

La infección por fitoplasmas de plantas de chile (*Capsicum annum* L.) ha sido mencionada en Australia, Estados Unidos de América (EUA) y México; las plantas de chile mostraban síntomas como hoja pequeña, clorosis y filodios mientras que en los EUA, la sintomatología asociada con la infección por fitoplasmas incluía plantas con apariencia arbustiva, desarrollo de cálices grandes en lugar de flores normales y sin “amarre” de frutos (Tran-Nguyen et al., 2003; Randall et al., 2009). En México, Santos-Cervantes et al. (2008) indicaron la presencia de *Candidatus Phytoplasma asteris*” en plantas de chile con síntomas de hoja pequeña y proliferación de brotes (Santos-Cervantes et al., 2008).

En el norte centro de México los síntomas asociados con fitoplasmas en plantas de chile para secado varían desde la sustitución de flores por el desarrollo de cálices grandes (yema grande), clorosis intervenal, deformación foliar y modificaciones en hábito de ramificación (Figura 1). El síntoma más conspicuo de la

infección por fitoplasmas es la yema grande (Figura 2) que consiste en un desarrollo excesivo y rápido de los sépalos, fusionados la mayoría de las veces o separados; a ésta estructura se le denomina yema grande. Dentro de ella se encuentra la flor la flor y eventualmente un fruto que no completa su desarrollo. Ocasionalmente a la primera yema grande le puede seguir otra con los sépalos separados.



**Figura 1.** Planta de chile para secado mostrando el síntoma yema grande causado por la infección por fitoplasmas.



**Figura 2.** Aspecto clorótico y con follaje deforme de una planta de chile con síntomas de yema grande.

La presencia de yema grande dentro de una planta es irregular; el porcentaje de esas estructuras por planta puede variar entre 5.7 y 75.4, sin embargo, las yemas grandes pueden distribuirse afectando todas las ramas de una planta o afectar solamente una de ellas; la manifestación del síntoma puede observarse en dicotomías consecutivas o aparecer irregularmente (Figura 3). Asimismo, la expresión del síntoma no es uniforme dentro de una planta; la ubicación de la primera yema grande dentro de cada rama puede ser diferente (Cuadro 1) (Arredondo-Pérez *et al.*, 2013).



**Figura 3.** Ramas de plantas de Chile para secado mostrando la distribución irregular de yemas grandes.

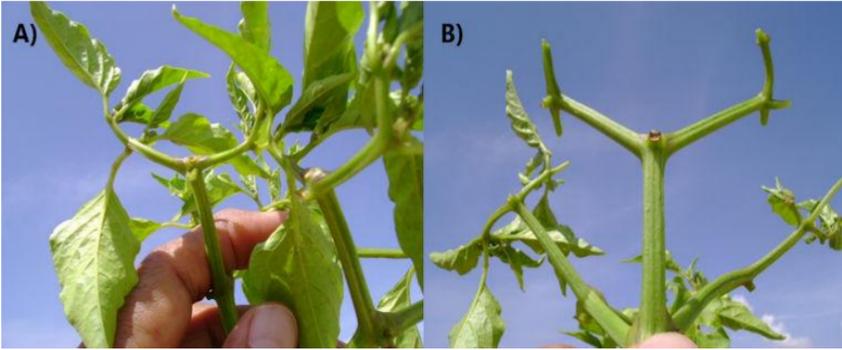
**Cuadro 1.** Localización de la primera dicotomía mostrando el síntoma de yema grande (YG) en plantas de Chile para secado (Arredondo-Pérez et al., 2013).

Planta	Rama	Primera dicotomía con YG	Dicotomías totales por rama
<b>1</b>	1	10	13
	2	3	7
<b>2</b>	1	3	6
	2	6	7
<b>3</b>	1	4	9
	2	6	9

Otros síntomas asociados con la presencia de fitoplasmas en ésta región son la deformación foliar (hojas cloróticas y enchinadas) así como deformaciones en las ramificaciones más jóvenes que contrastan con las ramificaciones normales en forma de “V” (Figura 4 y 5).



**Figura 4.** Síntomas foliares (Clorosis y enchinado) asociados con la infección por fitoplasmas en chile para secado.



**Figura 5.** Ramificaciones de una planta de chile mostrando emisión de ramas en 180°. A) Planta con hojas. B) Planta defoliada.

## **VECTORES DE FITOPLASMAS**

Una característica importante de los fitoplasmas es que comparten su ciclo biológico en dos hospederos, una planta o plantas y un vector o vectores; éstos patógenos se encuentran en el lumen del intestino, hemolinfa, saliva y otros nichos endocelulares de diferentes órganos de los insectos vectores. Los fitoplasmas son transmitidos por individuos pertenecientes a las familias Cercopidae, Cixidae, Derbidae, Delphacidae, Cicadellidae y Psyllidae dentro del suborden Auchenorrhyncha del orden Hemiptera, aunque dentro de cada familia sólo algunas especies son vectores de fitoplasmas (Ertunc, 2013). Algunos fitoplasmas poseen baja especificidad para ser transmitidos por un insecto vector; es decir pueden ser transmitidos por múltiples vectores como el fitoplasma que causa el amarillamiento del aster que puede ser transmitido hasta por 24 especies de chicharritas aunque otros fitoplasmas

poseen una alta especificidad; sólo pueden ser transmitidos por uno o unos pocos vectores (Christensen et al., 2005).

De manera breve, la transmisión de los fitoplasmas de una planta enferma a una planta sana inicia cuando el insecto vector se alimenta de una planta enferma y adquiere pasivamente los fitoplasmas de los tejidos del floema (aminoácidos libres y azúcares); éstos patógenos penetran la pared celular del intestino medio del insecto y se multiplican en la hemolinfa y en otros órganos y tejidos del insecto como los tubos de Malpighi y células musculares y nerviosas hasta alcanzar las células de las glándulas salivales, lo que permite al insecto transmitir los patógenos durante el proceso de alimentación (Weintraub, 2007; Arismendi et al., 2010).

La colonización del insecto por los fitoplasmas puede tomar alrededor de tres semanas antes de que su concentración alcance un nivel infeccioso; éste periodo es conocido como periodo de latencia o periodo de incubación. Los vectores requieren periodos de adquisición cortos aunque entre mayor sea el periodo de adquisición también será mayor la posibilidad de transmitir los fitoplasmas con éxito. La transmisión de fitoplasmas de manera transovarica ha sido reportada (Bertaccini y Duduk, 2009).

No se tiene información conclusiva del efecto de la infección por fitoplasmas en los vectores; la oviposición, eclosión, tasa de sobrevivencia y fecundidad pueden ser reducidas pero otros vectores pueden ser beneficiados por la asociación con los fitoplasmas al mejorar su habilidad para sobrevivir al invierno e incrementar su fertilidad y longevidad. Se ha propuesto que entre más prolongada sea la asociación entre el vector y el fitoplasma, menos virulentas serán las infecciones en el insecto; es posible que el fitoplasma obtenga poca o ninguna ventaja si daña al insecto que constituye su ruta de transmisión. Se desconoce si el fitoplasma provoca algún cambio directo en el vector o causa alguna variación en la composición de la savia del floema que resultan benéficos al vector (Christensen, 2005; Weintraub, 2007; Arismendi et al., 2010).

La chicharrita *Circulifer tenellus* Baker ha sido consistentemente mencionado como vector de virus y fitoplasmas (Munyanza et al., 2006; Hernández y Brown, 2010) y su presencia en Zacatecas también ha sido documentada (Velásquez-Valle et al., 2012) por lo que es probable que se encuentre involucrada en la transmisión de éste fitoplasma en el cultivo de chile.

## **IDENTIFICACIÓN DEL *CANDIDATUS PHYTOPLASMA TRIFOLII***

La metodología para detectar fitoplasmas es por PCR anidado. Esta técnica consiste en realizar dos reacciones de PCR; en la primera reacción se emplea el DNA genómico total extraído de la planta enferma, en busca del gen del ARNr 16S; con los oligos:

P1 5'-AAGAGTTTGATCCTGGCTCAGGATT-3' y

Tint 5'-TCAGGCGTGTGCTCTAACCAGC-3'

en la segunda reacción se usa como molde el DNA producto de esta primera reacción y utilizando oligonucleótidos diseñados en una región interna al fragmento amplificado en la primer reacción, como lo son los siguientes:

R16F2n 5'-GAAACGACTGCTAAGACTGG-3' y

5'-R16R2 TGACGGGCGGTGTGTACAAACCCCG-3

La mezcla de reacción contiene: 2.5 µl de tampón de PCR (10X), 1,5 µl de MgCl<sub>2</sub> (50 mM), dNTP 2,5 µl (20 mM), 0,5 µl de cada uno de los oligonucleótidos (20 pM), 0,15 l de Taq polimerasa (5 U /µl), 2,5 µl de extracto de DNA (50 ng / µl) y H<sub>2</sub>O miliQ a 25 µl. En cuanto a la mezcla de reacción para la PCR anidada se utiliza 1 µl de la PCR directa y para un volumen final de 25 µl. La PCR se realiza con 35 ciclos de desnaturalización a 94 °C durante 1 min (95 °C, 3

min para el primer ciclo), alineación a 56 °C durante 1 min y extensión a 72 °C durante 2 min (5 min para el ciclo final). Los productos de PCR obtenidos se reamplifican con 35 ciclos de desnaturalización a 94 °C durante 1 min (3 min para el primer ciclo), alineación a 55 °C durante 2 min y extensión a 72 °C durante 2 min, y una etapa de extensión final de 72 °C durante 5 min. Los productos de PCR son separados por electroforesis en un gel de agarosa al 1% y se visualizan por tinción con bromuro de etidio e iluminación UV.

## **MANEJO DE ENFERMEDADES CAUSADAS POR FITOPLASMAS EN EL CULTIVO DE CHILE PARA SECADO**

Aunque se ha mencionado la infección de tejido floral por parte de los fitoplasmas la transmisión por semilla es poco probable ya que no existe conexión directa entre los elementos cribosos del floema (donde viven los fitoplasmas) y la semilla (Christensen, 2005). En el caso de la semilla de chile para secado en Campo Experimental Zacatecas se continúa investigando acerca de la posible transmisión por semilla de éstos patógenos. Sin embargo es importante evitar seleccionar frutos para obtención de semilla provenientes de plantas con síntomas de infección por fitoplasmas (yemas grandes, achaparradas o amarillas).

Se ha determinado que algunas malas hierbas en Zacatecas pueden ser hospederas de fitoplasmas (Mercado-Arteaga *et al.*, 2013), aunque si bien no se ha concluido la identificación de esos patógenos, es recomendable mantener libre de maleza tanto los almácigos como las parcelas definitivas.

Antes de realizar el trasplante se sugiere establecer un cultivo que funcione como una barrera alrededor de la parcela de chile o bien, orientada hacia la dirección dominante del viento para que intercepte una parte importante de la población de vectores antes de que alcance las plantas de chile.

Otra medida de manejo que ayuda a mantener reducida la población de vectores dentro de las parcelas es la instalación de bandas pegajosas de color amarillo de al menos 0.5 m de ancho orientadas especialmente hacia la dirección dominante del viento.

La manifestación de síntomas como la yema grande generalmente principia durante el mes de agosto por lo que se debe inspeccionar continuamente el cultivo para eliminar rápidamente las plantas con éste tipo de síntomas. Es mejor sí las plantas enfermas se entierran ya que de lo contrario, al dejarlas sobre el suelo, quedarán disponibles para que los vectores se alimenten de ellas.

## **GLOSARIO**

**Filodia:** Órganos florales con apariencia de hoja

**Mollicutes:** Grupo inusual de bacterias que se distinguen por carecer de pared celular y comúnmente son llamados micoplasmas.

**Periodo de latencia:** el periodo de tiempo entre la adquisición de un virus o fitoplasma por un vector y su paso en el cuerpo hasta que se acumula en las glándulas salivales antes de ser transmitido.

**Plasmodesmo:** Cada una de las unidades continuas de citoplasma que pueden atravesar las paredes celulares, manteniendo interconectadas las células continuas en organismos pluricelulares en los que existe pared celular.

**Pleomorfico:** que toma varias formas; de forma inconstante.

**Procariotes:** cualquier tipo de organismo unicelular que no muestra un núcleo definido.

**Virescencia:** Producción de clorofila en órganos que normalmente no los producen; es más común que los pétalos florales tomen un color verde.

## LITERATURA CITADA

- Alivizatos, A.S. 1993. Association of mycoplasma-like organisms with tomato big bud disease in Greece. *Plant Pathology* 42:158-162.
- Amador-Ramírez, M.D. y Velásquez-Valle, R. 2015. Impacto económico de virus y fitoplasmas en el cultivo de chile (*Capsicum annuum* L.). 1-24. *In: Virus y fitoplasmas de Chile: una perspectiva regional*. Libro Técnico Num. 14. Campo Experimental Zacatecas – INIFAP. Calera de V.R., Zacatecas, México. 279 p.
- Arismendi, S.N., Carrillo, L.R. y Andrade, S.N. 2010. Mollicutes fitopatógenos transmitidos por insectos: interacciones y efectos en sus vectores. *Agro Sur* 38:55-67.
- Arredondo-Pérez, A., Reveles-Torres, L.R. y Velásquez-Valle, R. 2013. Presencia de fitoplasmas asociados al síntoma de “yema grande” en chile para secado en Zacatecas, México. *Agrofaz* 13:61-69.
- Bertaccini, A. 2007. Phytoplasmas: diversity, taxonomy, and epidemiology. *Frontiers in Bioscience* 12:673-689.
- Bertaccini, A. and Duduk, B. 2009. Phytoplasma and phytoplasma diseases: a review of recent research. *Phytopathologia Mediterranea* 48:355-378.

- Camarena, G. G. y de la Torre, A.R. 2008. Fitoplasmas: síntomas y características moleculares. *Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y del Ambiente* 14:81-87.
- Christensen, N.M., Nicolaisen, M., Hansen, M., and Schulz, A. 2004. Distribution of phytoplasmas in infected plants as revealed by real-time PCR and bioimaging. *Molecular Plant-Microbe Interactions* 17:1175-1184.
- Christensen, N.M., Axelsen, K.B., Nicolaisen, M., and Schulz, A. 2005. Phytoplasmas and their interactions with hosts. *TRENDS in Plant Science* 10:526-535.
- Ertunc, F. 2013. A new threat for Turkish horticulture: phytoplasma diseases and their vectors. *Ankara Üniv Vet Fak Derg.* 60:221-224.
- Hernández, C. and Brown, J.K. 2010. First report of a new curtovirus species, Spinach severe curly top virus, in commercial spinach plants (*Spinacia oleracea*) from South-Central Arizona. *Plant Disease* 94:917.
- Kaminska, M. and Kaminski, P. 2012. Failure of flower bud formation in *Brassica* plants associated with phytoplasma infection. *Journal of Agricultural Sciences* 4:219-226.
- Leyva-López, N.E., Ochoa-Sánchez, J.C., Leal-Klevezas, D.S., and Martínez-Soriano, J.P. 2002. Multiple phytoplasmas associated with potato diseases in Mexico. *Canadian Journal of Microbiology* 48:1062-1068.

- Marcone, C., Neimark, H., Ragozzino, A., Lauer, U., Seemüller, E. 1999. Chromosome size of phytoplasmas composing major phylogenetic groups and subgroups. *Bacteriology* 89:805-810.
- Maust, B.E., Espadas, F., Talavera, C., Aguilar, M., Santamaría, J.M., and Oropeza, C. 2003. Changes in carbohydrate metabolism in coconut palms infected with the lethal yellowing phytoplasma. *Phytopathology* 93:976-981.
- Mercado-Arteaga, N.V., Velásquez-Valle, R. y Reveles-Torres, L.R. 2013. Presencia de fitoplasmas en adultos de *Aceratagallia* spp. y plantas de *Chenopodium* spp. en Zacatecas y Chihuahua, México. *Agrofaz* 13:125-128.
- Munyanenza, J.E., Crosslin, J.M., and Upton, J.E. 2006. Beet leafhopper (Hemiptera:Cicadellidae) transmits the Columbia Basin potato purple top phytoplasma to potatoes, beets, and weeds. *Journal of Economic Entomology* 99:268-272.
- Nishigawa, H., Miyata, S.-I., Oshima, K., Sawayanagi, T., Komoto, A., Kuboyama, T., Matsuda, I., Tsuchizaki, T., and Namba, S. 2001. In planta expression of a protein encoded by the extrachromosomal DNA of a phytoplasma and related to geminivirus replication proteins. *Microbiology* 147:507-513.

- De Oliveira, E., de Oliveira, C.M., Magalhaes, P.C., de Andrade, C. de L.T., and Hogenhout, S.A. 2005. Spiroplasma and phytoplasma infection reduce kernel production, and nutrient and water contents of several but not all maize cultivars. *Maydica* 50:171-178.
- Randall, J.J., Bosland, P.W., and Hanson, S.F. 2009. Brote grande, a new phytoplasma-associated disease of chile peppers. *Plant Disease* 93:968.
- Razin, S. 1998. Molecular biology and pathogenicity of mycoplasmas. *Microbiology and Molecular Biology* 62:1094-1156.
- Revelles-Torres, L.R., Mauricio-Castillo, J.A. y Salas-Muñoz, S. 2015. Fitoplasmas como agentes patogénicos y su diagnóstico por medios moleculares. 99-129. *In: Virus y fitoplasmas de Chile: una perspectiva regional. Libro Técnico Num. 14. Campo Experimental Zacatecas – INIFAP. Calera de V.R., Zacatecas, México. 279 p.*
- Santos-Cervantes, M.E., Chávez-Medina, J.A., Méndez-Lozano, J., and Leyva-López, N.E. 2008. Detection and molecular characterization of two Little leaf phytoplasma strains associated with pepper and tomato diseases in Guanajuato and Sinaloa, Mexico. *Plant Disease* 92:1007-1011.

- Sugio, A., MacLean, A.M., Kingdom, H.N., Grieve, V.M., Manimekalai, R., and Hogenhout, S.A. 2011. Diverse targets of phytoplasma effectors: from plant development to defense against insects. *Annual Review of Phytopathology* 49:175-195.
- Trang-Nguyen, T.T.L., Persley, M.D., Gibb, S.K. 2003. First report of phytoplasma disease in capsicum, celery and chicory in Queensland, Australia. *Australasian Plant Pathology* 32:559-560.
- Velásquez-Valle, R., Reveles-Torres, L.R., Amador-Ramírez, M.D., Medina-Aguilar, M.M. y Medina-García, G. 2012. Presencia de *Circulifer tenellus* Baker y *Beet mild curly top virus* en maleza durante el invierno en el centro norte de México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 3:813-819.
- Weintraub, P.G. 2007. Insect vectors of phytoplasmas and their control – an update. *Bulletin of Insectology* 60:169-173.
- Whitcomb, R. and Tully, E. 1989. *The mycoplasmas*. Vol V. San Diego: Academic Press, Inc. 169 p.
- Zegbe, D.J.A., Mena, C.J., Valdez, C.R.D., Amador, R.M.D. y Esparza, F.G. 2012. Importancia, diversidad genética y situación actual del cultivo del chile en México. 11-47. *In: Cultivo del chile en México. Tendencias de producción y problemas fitosanitarios actuales*. Proyecto Editorial UAZ. 183 p.

## **AGRADECIMIENTOS**

Este folleto se publicó con el apoyo económico de fondos fiscales del INIFAP dentro del proyecto **“Susceptibilidad del germoplasma de Chile al amarillamiento, etiología y diversidad genética de los agentes causales”**. Se agradece ampliamente a esta institución por los apoyos otorgados para realizar la investigación que sirvió como base para elaborar esta publicación.

## **REVISIÓN TÉCNICA Y EDICIÓN**

Dr. Guillermo Medina García  
INIFAP Campo Experimental Zacatecas

MC. Yasmin Ileana Chew Madinaveitia  
INIFAP campo Experimental La Laguna

## **DISEÑO DE PORTADA**

Luis Roberto Reveles Torres

## **Grupo Colegiado del CEZAC**

Presidente: Dr. Jaime Mena Covarrubias  
Secretario: Dr. Francisco G. Echavarría Cháirez  
Comisión Editorial y Vocal: Dr. Manuel de Jesús Flores Nájera  
Vocal: Dr. Luis Roberto Reveles Torres  
Vocal: Dr. Guillermo Medina García  
Vocal: Dr. Jorge A. Zegbe Domínguez  
Vocal: MC. Mayra Denise Herrera

La presente publicación se terminó de imprimir en el mes de  
Diciembre de 2015 en “Paus” Impresiones, Calle Real del Calvario  
#125, Col. Real de Calera. C. P. 98500,  
Calera de V. R., Zacatecas, México.  
Tel. (478) 98 5 22 13

Su tiraje constó de 500 ejemplares

## **CAMPO EXPERIMENTAL ZACATECAS**

### DIRECTORIO

Dr. Francisco Gpe. Echavarría Cháirez  
Director de Coordinación y Vinculación

Dr.	Guillermo Medina García	Agrometeorología y Modelaje
MC.	Nadiezha Y. Ramírez Cabral*	Agrometeorología y Modelaje
Dr.	Manuel de Jesús Flores Nájera	Carne de Rumiantes
Dr.	Alfonso Serna Pérez	Fertilidad de suelos y nutrición vegetal
Ing.	José Ángel Cid Ríos	Fríjol y Garbanzo
MC	Juan José Figueroa González	Fríjol y Garbanzo
MC.	Mayra Denise Herrera	Fríjol y Garbanzo
Dr.	Jorge A. Zegbe Domínguez	Frutales
MC	Valentín Melero Meraz	Frutales
Ing.	Manuel Reveles Hernández	Hortalizas
MC.	Miguel Servin Palestina	Ingeniería de Riego
Dra	Raquel Cruz Bravo	Inocuidad de Alimentos
MC	Enrique Medina Martínez	Maíz
MC.	Francisco A. Rubio Aguirre	Pastizales y Cultivos Forrajeros
Dr.	Ramón Gutiérrez Luna	Pastizales y Cultivos Forrajeros
Ing.	Ricardo A. Sánchez Gutiérrez *	Pastizales y Cultivos Forrajeros
Dr.	Luis Roberto Reveles Torres	Recursos Genéticos: Forestales, Agrícolas, Pecuarios y Microbianos
Dr.	Jaime Mena Covarrubias	Sanidad Forestal y Agrícola
Dr.	Rodolfo Velásquez Valle	Sanidad Forestal y Agrícola
MC.	Blanca I. Sánchez Toledano*	Socioeconomía

\* Becarios

[WWW.INIFAP.GOB.MX](http://WWW.INIFAP.GOB.MX)

**SAGARPA**  
SECRETARÍA DE AGRICULTURA,  
GANADERÍA, DESARROLLO RURAL,  
PESCA Y ALIMENTACIÓN



**30** **inifap**  
ANIVERSARIO

Líder en ciencia y tecnología para el campo mexicano