

**El Virus de la
MARCHITEZ MANCHADA
DEL JITOMATE**
afectando chile y jitomate
en Zacatecas



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

Lic. Francisco Javier Mayorga Castañeda
Secretario

MC. Mariano Ruiz-Funes Macedo
Subsecretario de Agricultura

Ing. Ignacio Rivera Rodríguez
Subsecretario de Desarrollo Rural

Dr. Pedro Adalberto González
Subsecretario de Fomento a los Agronegocios

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

Dr. Pedro Brajcich Gallegos
Director General

Dr. Salvador Fernández Rivera
Coordinador de Investigación, Innovación y Vinculación

Dr. Enrique Astengo López
Coordinador de Planeación y Desarrollo

Lic. Marcial A. García Morteo
Coordinador de Administración y Sistemas

CENTRO DE INVESTIGACIÓN REGIONAL NORTE CENTRO

Dr. Homero Salinas González
Director Regional

Dr. Uriel Figueroa Viramontes
Director de Investigación

Dr. José Verástegui Chávez
Director de Planeación y Desarrollo

M.A. Jaime Alfonso Hernández Pimentel
Director de Administración

MC. Agustín F. Rumayor Rodríguez
Director de Coordinación y Vinculación en Zacatecas

EL VIRUS DE LA MARCHITEZ MANCHADA DEL JITOMATE AFECTANDO CHILE Y JITOMATE EN ZACATECAS

Rodolfo Velásquez Valle

Jaime Mena Covarrubias

Mario Domingo Amador Ramírez

Manuel Reveles Hernández

Introducción

Los cultivos de chile (*Capsicum annuum* L.) y jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) en Zacatecas son afectados por enfermedades de gran importancia económica como la pudrición de la raíz y los amarillamientos en el caso del primero y enfermedades bacterianas en el segundo caso (Velásquez *et al.*, 2002; Velásquez y Medina, 2004).

En recorridos realizados por invernaderos cultivados con jitomate durante el ciclo de cultivo primavera – verano de 2008, se observaron frutos que presentaban manchas concéntricas con lo cual pierden su valor

comercial. Posteriormente, durante el ciclo de cultivo primavera – verano 2009 se observaron frutos de chile tipo Mirasol y Ancho con manchas amarillentas o rojas que reducían drásticamente su valor comercial; en ambos casos (jitomate y chile), esas manchas se asociaron con una enfermedad de posible origen viral.

Las enfermedades provocadas por virus constituyen una de las principales amenazas para los cultivos hortícolas dondequiera que estos se cultiven; particularmente cuando se desconoce la etiología de la enfermedad y se llevan a cabo labores que favorecen al patógeno en lugar de permitir su control.

Investigadores de los Programas de Fitopatología, Entomología, Combate de Maleza y Sistemas de Producción, respectivamente del Campo Experimental Zacatecas - INIFAP

El objetivo de esta publicación es dar a conocer la presencia de la marchitez manchada del jitomate en los cultivos de chile y jitomate, así como las posibles medidas de manejo que pueden adoptarse para reducir su impacto en los invernaderos de jitomate y parcelas de chile en esta región.

El agente causal

La marchitez manchada del jitomate es causada por un virus (*Tomato spotted wilt virus*: TSWV por sus siglas en inglés) el cual se encuentra distribuido en la mayoría de las áreas productoras de chile y jitomate en el mundo.

La enfermedad fue descrita inicialmente en 1915 en Australia donde afectaba las parcelas de jitomate; se estima que a nivel global, las pérdidas anuales causadas por esta enfermedad ascienden a un billón

de dólares americanos (American Phytopathological Society, 2003; Avila *et al.*, 2006).

Este virus pertenece a la familia *Bunyaviridae* y es capaz de infectar un gran número de especies hortícolas de importancia económica en Zacatecas, entre las que destacan chile, jitomate, frijol (*Phaseolus vulgaris* L.), tomatillo (*Physalis ixocarpa* Brot.), coliflor (*Brassica* sp.) pepino (*Cucumis sativus* L.) y lechuga (*Lactuca sativa* L.), aunque a nivel mundial es capaz de infectar más de 900 especies distribuidas en 80 familias, incluyendo monocotiledoneas y dicotiledoneas (Jae-Hyun *et al.*, 2004).

Es importante señalar que algunas plantas ornamentales como la begonia (*Begonia* sp.), violeta africana (*Saintpaulia ionantha* Wendl.), dalia (*Dahlia* sp.), gladiolo (*Gladiolus* sp) y crisantemo (*Chrysantemum morifolium* Ram.) también pueden ser

infectadas por este virus y convertirse posteriormente en fuentes del virus.

En algunos estudios se ha reconocido la existencia de variación fenotípica del TSWV en México, indicada por la producción de lesiones locales necróticas y desprendimiento de hojas en plantas de *Capsicum chinense* Jacquin (Zitter *et al.*, 1989; Sutic *et al.*, 1999; De la Torre *et al.*, 2002; Goldberg, 2005).

Una de las principales características de este virus es que requiere de un vector para diseminarse de plantas enfermas a plantas sanas; en el caso de TSWV, el vector es un insecto conocido como trips, el cual es capaz de transmitirlo de manera circulativa, es decir que el virus se replica dentro del cuerpo del insecto y es persistente, es decir que una vez que el virus infecta al trips, éste será capaz de transmitirlo por el resto de su vida (Jae-Hyun *et al.*, 2004; Maris *et al.*, 2004).

Síntomas asociados con la enfermedad

La sintomatología que produce este virus es extremadamente variable y dependerá de la especie afectada, del estado de desarrollo de la planta al momento de la infección y de las condiciones ambientales que ocurran durante el desarrollo de la enfermedad. Generalmente una planta infectada no muestra todos los síntomas que se describen a continuación, por lo que es necesario describirlos en forma separada, para que se puedan reconocer individualmente, o en grupo, cuando se presenten en el invernadero o en las parcelas a cielo abierto.

Chile

En las hojas y tallos de plantas infectadas se pueden observar síntomas como mosaico, estriado clorótico, manchas anilladas necróticas o cloróticas y

deformación; ocasionalmente las flores y hojas son derribadas por la enfermedad; los brotes pueden llegar a morir; algunas veces se desarrollan nuevos brotes que muestran deformación severa; en otros casos las hojas de las plantas infectadas toman una coloración amarilla o bronceada que más tarde se vuelve necrótica (Zitter *et al.*, 1989; Black *et al.*, 1991; Goldberg, 1995; American Phytopathological Society, 2003), sin embargo, hasta la fecha no se han registrado todos estos síntomas en las plantas de Chile de Zacatecas.

Las plantas de Chile que se infectan al inicio de su desarrollo pueden mostrar achaparramiento severo y permanecer así el resto del ciclo de cultivo; algunas plantas se pueden recuperar y aún llegar a producir frutos de manera casi normal (Black *et al.*, 1991).

La enfermedad afecta más evidentemente a los frutos próximos a madurez; los frutos verdes pueden mostrar daños en forma de pequeñas manchas decoloradas. Los frutos rojos exhiben manchas amarillas que nunca toman el color rojo de un fruto maduro y frecuentemente desarrollan también manchas cloróticas o necróticas acompañadas de deformación; en los frutos jóvenes la enfermedad puede provocar una necrosis completa (Zitter *et al.*, 1989; Goldberg, 1995). En Zacatecas estos son los síntomas más comunes y se han observado en frutos de chile tipo Mirasol y Ancho (Figuras 1 y 2).



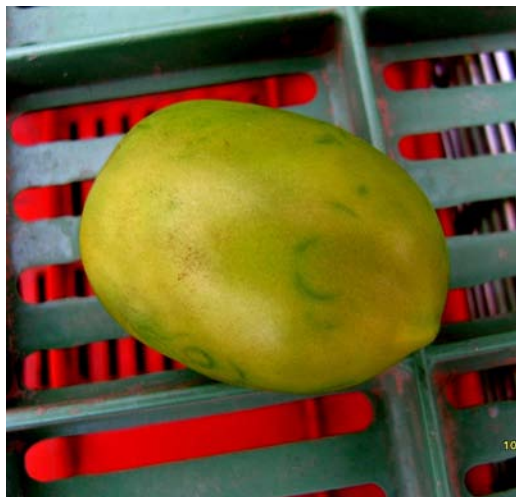
Figura 1. Frutos de chile Mirasol con manchas y anillos concéntricos característicos de la infección por el virus de la marchitez manchada del jitomate



Figura 2. Fruto de chile Ancho mostrando manchas con anillos concéntricos típicos de la infección por el virus de la marchitez manchada del jitomate.

Jitomate

Generalmente las hojas jóvenes de las plantas infectadas toman un aspecto bronceado y después desarrollan numerosas y pequeñas manchas oscuras; los puntos de crecimiento de las plantas infectadas pueden morir. Las plantas enfermas pueden tener un aspecto achaparrado y perder hojas; si la infección por TSWV ocurre al inicio del ciclo, las plantas infectadas pueden no producir frutos; cuando la infección ocurre tardíamente en el ciclo, los frutos verdes muestran anillos pálidos concéntricos, ligeramente elevados; en los frutos maduros los anillos concéntricos se hacen evidentes dando al fruto una coloración alternante de rojo y amarillo y frecuentemente no poseen sabor (American Phytopathological Society, 1993; Damicone and Branderberger, SF) (Figuras 3a, 3b y 4).



a



b

Figura 3. Frutos de jitomate con lesiones iniciales concéntricas (a) y lesiones concéntricas de color café (b) características de la infección por el virus de la marchitez manchada del jitomate.



Figura 4. Racimo de frutos maduros de jitomate mostrando lesiones severas provocadas por el virus de la marchitez manchada del tomate

En Zacatecas la enfermedad fue observada previamente al cultivo de chile en plantaciones de jitomate cultivadas bajo condiciones de invernadero en el centro y sur del estado y posteriormente en el cultivo de chile en campo.

Condiciones que favorecen la enfermedad

En el campo la enfermedad es transmitida de planta a planta casi exclusivamente por algunas especies de trips (también puede ser transmitida mediante

inoculación mecánica y por injerto); en el mundo se han mencionado varias especies del género *Frankliniella* como responsables de la transmisión del TSWV, entre ellas a *F. occidentalis*, (Pergande) y *F. fusca* (Hind) conocidos como trips occidental de las flores y trips del tabaco respectivamente; al primero de los cuales se le considera el vector más eficiente para transmitir el TSWV. Otros vectores dentro del mismo género son *F. schultzei* (Trybom), *F. intonsa* (Trybom) y *F. bispinoza* (Morgan). También actúan como vectores de este virus algunas especies del género *Thrips* como *T. tabaci* (Lindeman) y *T. setosus* (American Phytopathological Society, 2003; Sepúlveda *et al.*, 2005; Ávila *et al.*, 2006; Nagata *et al.*, 2007).

Aunque una de las principales características de *F. occidentalis* es su gran variación, especialmente en cuanto a coloración (generalmente amarilla, aunque en

el invierno predominan las formas oscuras) y tamaño, mayormente inducida por las condiciones ambientales, su capacidad para transmitir al TSWV no está influenciada por la coloración del insecto (Mound y Marullo, 1996). En Zacatecas la especie *F. occidentalis* (Figura 5a) es probablemente la más común en las plantaciones de chile. Otro de los vectores importantes de este virus, *T. tabaci* (Figura 5b) también se encuentra en el estado.

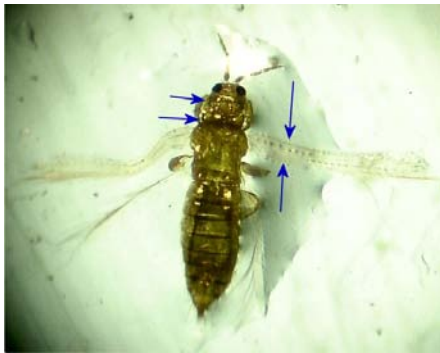
**a****b**

Figura 5. Espécimen de *Frankliniella occidentalis* (a), y *Thrips tabaci* (b) vectores del virus de la marchitez manchada del tomate.

La aparición inicial de la enfermedad en una parcela (dispersión primaria) se debe a infecciones causadas por la llegada de trips adultos que ya están infectados con TSWV y que provienen de áreas fuera del cultivo

(maleza u otros cultivos). Una vez que se presentan plantas infectadas en la parcela, se inicia la dispersión secundaria, que ocurre cuando las larvas de trips adquieren el virus de esas plantas enfermas, y ya cuando son adultos, se alimentan e infectan plantas sanas.

Los trips son insectos pequeños, angostos, generalmente amarillos, activos, los mayores de los cuales miden un poco más de 1 mm de largo (Metcalf *et al.*, 1970). Algunas fases del ciclo biológico de los trips se muestran en la figura 6.

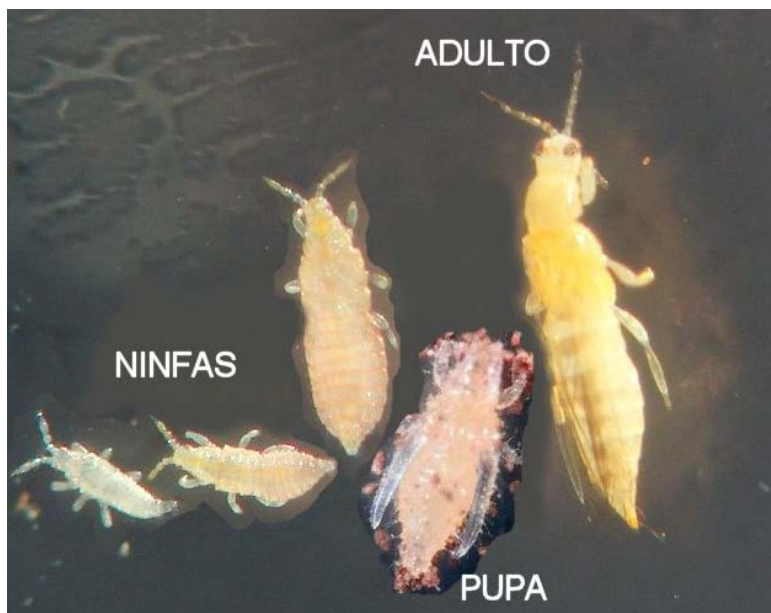


Figura 6. Aspecto de las ninfas, pupa y adultos de los trips

En general, el ciclo biológico de los trips comprende las etapas de huevo (que se encuentra insertado en el tejido de las plantas infestadas), cuatro estadios larvarios, hay un estado de pupa, que corresponde con la tercera y cuarta fase larvaria, y es cuando el insecto se encuentra inactivo y enterrado en el suelo, y, finalmente los adultos (Zitter *et al.*, 1989, Figura 7).

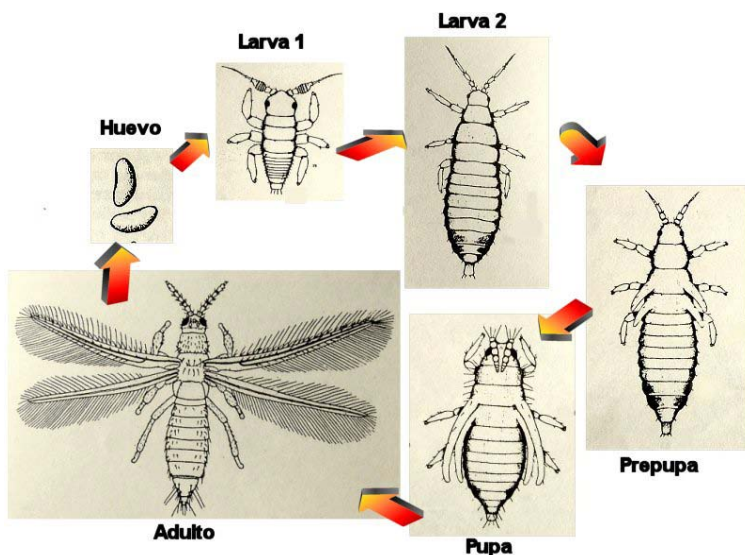


Figura 7. Ciclo biológico generalizado de una especie de trips.

El tiempo de desarrollo para las fases de huevo, larva y pupa es de 6, 5 y 5 días, respectivamente, cuando se tiene una temperatura óptima (Reitz, 2008). La temperatura umbral para el desarrollo de *F. occidentalis* es de 9.5 °C y la de *T. tabaci* es de 11.5 °C, con las cuales se estiman las unidades calor que necesita el

trips para pasar desde la fase de huevo hasta el estado adulto, y son 194 y 178.03 para *F. occidentalis* y *T. tabaco*, respectivamente (Katayama, 1997; Edelson y Magaro, 1988).

Estos insectos pueden sobrevivir al invierno bajo cualquier estado de desarrollo, sin embargo su actividad será prácticamente nula cuando la temperatura media esté por debajo de 5 a 6 °C (Quintanilla, 1980). Se sabe que la capacidad de volar de estos insectos no es sobresaliente, pero pueden ser fácilmente transportados ayudados por corrientes de viento, y aún sobre la ropa (Metcalf *et al.*, 1970; Zitter *et al.*, 1989).

En general los trips pueden alimentarse sobre cualquier parte de la planta, con excepción de la raíz, pero usualmente prefieren los tejidos tiernos de crecimiento rápido, sobre los cuales se concentran. Los trips raspan

y perforan la superficie de las hojas con sus partes bucales en forma de estilete, e ingieren la savia, junto con pedazos de tejido de la planta; la alimentación de los trips ocasiona el colapso de las células de la planta, que a su vez provoca una deformación en el crecimiento de las plantas y de las flores, así como la aparición de áreas plateadas y veteadas en las hojas expandidas; al unirse varias de esas áreas pueden causar el secado y caída de hojas (Metcalf *et al.*, 1970; Quintanilla, 1980). Los adultos de todas las especies de trips se alimentan de las flores y polen; éste último incrementa grandemente el número de huevos que producen las hembras (Funderburk *et al.*, 2009).

Se ha observado que *F. occidentalis* posee una gran afinidad por las flores de un amplio rango de hospederos, y por lo tanto, más abundante cuando las flores se encuentran presentes, consecuentemente, el

pico de población de trips podría ubicarse durante los meses de verano (Johnson *et al.*, 1995); otros estudios realizados en Chile indican que la plaga es más abundante en las flores colectadas entre diciembre y enero, lo cual coincide con el verano austral (Quiroz *et al.*, 2005); en Aguascalientes los picos de población de la plaga en parcelas de ajo con diversos tratamientos se ubicaron durante marzo y abril (González *et al.*, 2007). En Zacatecas, en el cultivo de chile se tienen las mayores poblaciones de trips durante el mes de mayo y principios de junio, y la mayoría de esos trips provienen de las parcelas de ajo cosechadas en ese tiempo; al final del año hay una tendencia clara a tener un segundo pico poblacional (Figura 8).

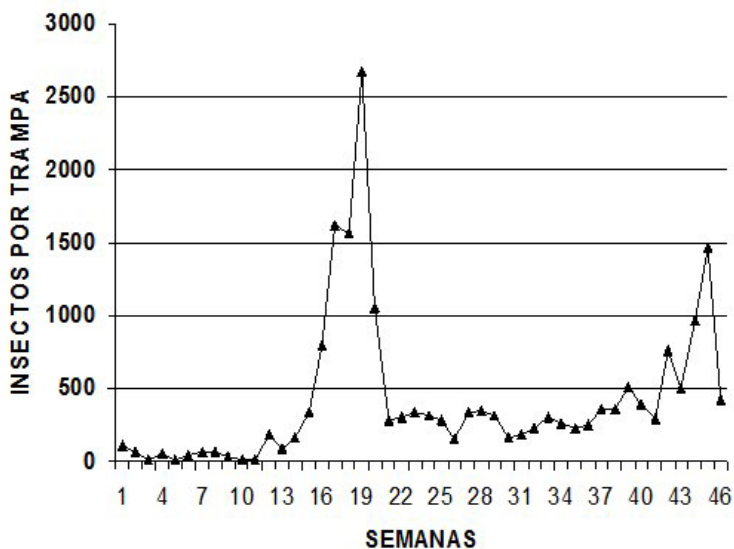


Figura 8. Adultos de trips atrapados a través del año en trampas pegajosas amarillas en un cultivo de chile mirasol en la localidad de Calera, Zacatecas, en el año 2008.

Es importante conocer la relación entre el vector (trips) y el TSWV para entender como ocurre la diseminación del virus: El virus puede ser adquirido solamente por los estados larvales del trips, aunque su transmisión la llevan a cabo casi exclusivamente los adultos; el virus no es transmitido a los huevecillos del insecto (Zitter *et*

al., 1989; Matthews, 1992). La fase de larva necesita un mínimo de 30 minutos de alimentación sobre una planta enferma para poder adquirir el virus, la larva continúa su desarrollo normal y en el transcurso de 5 a 9 días se transforma en un trips adulto infectivo; los trips adultos pueden transmitir el virus cuando se alimentan por al menos 5 – 10 minutos sobre una planta sana y permanecen infectivos por el resto de su vida; los síntomas en una planta infectada aparecen a los 7 – 20 días después de que un trips le transmitió dicho virus. Los trips adultos pueden vivir de 30 – 45 días y producir de 150 – 300 huevecillos (Funderburk *et al.*, 2009). No se requieren poblaciones altas de trips para lograr una transmisión exitosa del TSWV; la enfermedad fue transmitida a plantas de chile pimienta con densidades de solo cinco trips de *F. fusca* por planta (Hobbs *et al.*, 1993).

El camino que siguen los virus dentro del cuerpo de los trips afecta su capacidad de actuar como vector del TSWV; las glándulas salivales de las larvas de trips se infectan cuando los virus migran del intestino medio a través del hemocele hacia estas glándulas antes de la pupación; por lo que la habilidad o falta de ella para transmitir el TSWV dependerá de la replicación exitosa de este virus en el intestino medio, y del grado de infección de las glándulas salivales antes del proceso de pupación (Ananthakrishnan y Annadurai, 2007). Otros estudios han confirmado que los trips adultos que se alimentan sobre plantas infectadas con TSWV pueden adquirir el virus, pero no serán capaces de transmitirlo, debido posiblemente a la existencia de una barrera entre el intestino medio y las glándulas salivales (Assis Filho *et al.*, 2004).

Se ha estudiado el efecto de la infección por TSWV sobre el comportamiento de los trips y se han encontrado pocos efectos negativos, como una reducción en la longevidad de los insectos cuando se alimentan por periodos largos sobre plantas infectadas con ese virus. Sin embargo, Maris *et al.* (2004) encontraron que las poblaciones de este insecto eran mayores en plantas de Chile infectadas por TSWV que en aquellas sanas, además, se produjeron más huevecillos que se desarrollaron más rápido, en plantas infectadas que en plantas sanas, por lo que se concluye que existe una relación de mutuo beneficio entre el TSWV y los trips que lo transmiten. El trips occidental de las flores (*F. occidentalis*) prefiere colonizar y alimentarse sobre plantas infectadas con TSWV (Bautista *et al.*, 1996).

El TSWV puede ser transmitido en la testa de la semilla de jitomate pero no en el embrión (American Phytopathological Society, 1993); en la Región Lagunera de México se ha reportado (Chew *et al.*, 2007) la presencia de TSWV, entre otros virus, en frutos de chile Jalapeño, pero no se ha concluido definitivamente acerca de su presencia en alguna de las partes de la semilla.

Se ha identificado un gran número de malas hierbas como hospederas del TSWV, mostrando o no síntomas de la enfermedad, entre las que destacan el tomatillo (*Solanum nigrum* L.), lechuguilla (*Sonchus* spp), guasca (*Gallinsoga parviflora* Cav.), quelites (*Amaranthus* sp.), aceitilla (*Bidens pilosa* L.), quelite de perro (*Chenopodium* spp) y diente de león (*Taraxacum officinale* Wigg.) (Johnson *et al.*, 1995; Ormeño y Sepúlveda, 2005; Goldberg, 2000) (Figuras 9 y 10).

Algunas de estas plantas podrían servir como hospederos del trips a finales del otoño, como se ha reportado en otros lugares (Larentzaki *et al.*, 2007). La mayoría de los géneros o especies mencionados se encuentran presentes en las parcelas cultivadas con chile (Amador *et al.*, 2007) y aún se continúa trabajando para determinar si se encuentran infectadas con TSWV y/o son hospederas del vector.



Figura 9. Planta de quelite (*Amaranthus* sp) (a), y de aceitilla (*Bidens pilosa* L.) (b) hospederas potenciales del virus de la marchitez manchada del jitomate y/o su vector en Zacatecas.



Figura 10. Planta de quelite de perro (*Chenopodium* sp.), hospedero potencial del virus de la marchitez manchada del jitomate y/o su vector en Zacatecas.

Manejo de la enfermedad

El manejo efectivo de la enfermedad causada por el TSWV requiere de implementar acciones de control cultural, biológico y químico. La prevención es el primer paso clave, ya que es más fácil prevenir una infestación que manejar una que ya se encuentra establecida.

La detección temprana y precisa de plantas infectadas con TSWV y las acciones dirigidas a reducir las poblaciones de trips que actúan como vectores, son pasos claves para el manejo de la enfermedad.

Las plántulas de jitomate o chile no deben ser producidas en invernaderos donde plantas ornamentales hayan sido o estén siendo desarrolladas; esto es importante para los productores que encargan la reproducción de sus plantas a otros invernaderos, sobre todo fuera del estado de Zacatecas, ya que en dichos invernaderos es común la producción de plantas de ornato; además se deben evitar las infestaciones de trips durante la etapa de producción de plántula (Damicone and Branderberger, SF).

Se ha mencionado que el empleo de cubiertas reflejantes bajo las plantas de jitomate puede ayudar a reducir las pérdidas causadas por la infección primaria

de TSWV, ya que es una manera de repeler los trips antes de que se establezcan en el cultivo, aunque no los elimina completamente (American Phytopathological Society, 1993).

Es importante eliminar tan pronto como se detecten las plantas que muestren síntomas de la enfermedad (es la única forma de eliminar el virus) ya que además de convertirse en reservorio del virus, mejoran las condiciones para que las poblaciones de trips se multipliquen. De igual manera, es importante mantener los cultivos de chile o jitomate libres de maleza, tanto durante la producción de plántula como en la parcela definitiva, y eliminar dicha maleza dentro de la parcela y en sus alrededores.

Los cultivos de chile o jitomate deben ubicarse lo más lejos posible de cultivos ornamentales y granos y otras

áreas donde abundan ornamentales que son hospederos de los trips y del TSWV.

La presencia de trips en la parcela o invernadero debe ser monitoreada constantemente, es conveniente separar en los conteos la fase de larva de los adultos (muestreo directo en plantas), porque esta información es vital en el manejo de infecciones secundarias. En Chile se tiene un umbral económico de 6 trips adultos de *F. occidentalis* por flor o dos larvas por fruto (Funderburk *et al.*, 2009).

De acuerdo con los resultados obtenidos por Larraín *et al.* (2006) en el cultivo de Chile, el número de especímenes de *F. occidentalis* capturados en trampas de color azul, blanco – azul y blanco fue significativamente mayor que el capturado en trampas amarillas cuando las poblaciones atrapadas fueron superiores a 300 individuos por semana; con

poblaciones menores de trips los resultados no fueron consistentes. González *et al.* (2007) mencionan que la tendencia de las poblaciones de trips detectadas en ajo (*Allium sativum* L.) mediante el uso de trampas de color azul fue similar a la de los conteos realizados directamente en planta. Aunque las trampas pegajosas de color azul capturan más trips, se prefiere el utilizar las de color amarillo, ya que permiten el monitoreo de otros insectos plaga importantes como son pulgones, mosquita blanca y minador.

El uso de insecticidas para manejar las poblaciones de trips con el objetivo de reducir las infecciones primarias de TSWV tienen un impacto mínimo por dos razones: 1) hay una llegada continua de trips infectivos desde fuera del área cultivada, y 2) el tiempo que requiere el trips para infectar una planta con TSWV es menor que el tiempo que requiere el insecticida para matar el trips.

Sin embargo, los insecticidas pueden ser una herramienta útil para reducir el impacto de las infecciones secundarias, ya que el objetivo es eliminar la fase de larva del trips, que es cuando adquiere el virus de una planta enferma. Para optimizar las aplicaciones de insecticidas es importante detectar tan pronto como sea posible las primeras plantas enfermas con TSWV y la presencia de las larvas de trips desarrollándose en ellas.

El uso del insecticida Thimet o Phorato 20 G, aplicado al momento del trasplante, es uno de los productos más efectivos para reducir las infecciones de TSWV, y su efecto obedece en mayor medida, posiblemente, a la estimulación de las defensas de la planta, más que al control de trips en sí mismo.

El control químico de trips es complicado porque son insectos pequeños que se alimentan en lugares

protegidos (flores, por ejemplo) y además tienen gran capacidad para desarrollar resistencia contra los insecticidas que se emplean para su eliminación. Por lo tanto, es necesario hacer aplicaciones con equipo de alto volumen y presión para lograr producir gotas con un diámetro menor de 100 micras y que se tenga un buen cubrimiento del follaje; los insecticidas son más efectivos cuando se aplican en la mañana, que es cuando los trips están más activos. Los insecticidas del tipo spinosad y spinotoram además de ser efectivos contra esta plaga, tienen un impacto mínimo sobre los enemigos naturales de estos insectos plaga. Por otro lado, hay insecticidas que favorecen el desarrollo de poblaciones del trips *F. occidentalis*, los cuales se debe evitar aplicarlos; entre este tipo de insecticidas se encuentran el esfenvalerato, lambda-cyhalotrina, zeta-

cypermetrina y el fenpropropatrina (Funderburk *et al.*, 2009).

Con el fin de retrasar el desarrollo de resistencia de los trips contra los insecticidas que se utilizan en el manejo de sus poblaciones, el insecticida efectivo se debe usar por más tiempo de lo que dura una generación de trips, antes de cambiar a un insecticida de otro grupo químico, por lo que se sugiere rotar cada tres semanas durante gran parte de la primavera, verano y otoño, o cada seis semanas durante el invierno.

Aún se requiere reunir información acerca del comportamiento de la plaga y el virus que provoca la enfermedad en Zacatecas; por ejemplo, es importante conocer cual es la fuente inicial de trips infectivos que provocan la infección primaria en el cultivo de chile o jitomate, y que tan importante es esa infección primaria,

con respecto a las infecciones secundarias, sobre el total de plantas infectadas por la enfermedad.

Literatura citada

Amador, R. M. D., Velásquez, V. R., Gutiérrez, L. R. y Acosta, D. E. 2007.

Principales malezas del frijol, maíz y chile del altiplano de Zacatecas. Folleto Técnico Núm. 15. Campo Experimental Zacatecas – INIFAP. Zacatecas, Zacatecas, México. 34 p.

American Phytopathological Society. 1993.

Compendium of tomato diseases. 2nd

Edition. Ed. by J. B. Jones, J. P. Jones, R. E. Stall, and T. A. Zitter. APS Press. St. Paul, MN, USA. 73 p.

American Phytopathological Society. 2003.

Compendium of pepper diseases- Ed.

by K. Pernezny, P. D. Roberts, J. F. Murphy, and
N. P. Goldberg. APS Press. St. Paul, MN, USA.
63 p.

Ananthakishnan, T. N. and Annadurai, R. S. 2007.

Thrips – tospovirus interactions:

biological and molecular implications. Current
Science 92:1083-1086-

Assis Filho, F. M., de Deom, C. M., and Sherwood, L.
J. 2004. Acquisition of

Tomato spotted wilt virus by adults of two thrips
species. Phytopathology 94:333-336.

Ávila, Y., Stavisky, J., Hague, S., Funderburk, J., Reitz,
S., and Mogol, T. 2006.

Evaluation of *Frankliniella bispinoza*
(Thysanoptera:Thripidae) as a vector of the
tomato spotted wilt virus in pepper. Florida
Entomologist 89:204-207.

Bautista, R., Mau, R. F. L., Cho, J. J. and Custer, D.

1996. Thrips, tospovirus, and

host-plant association in a Hawaiian farm

ecosystem: prospects for reducing disease

losses. *Acta Horticulturae* 431:477-482-

Black, L. L., Green, S. K., Hartman, G. L., and Poulos,

J. M. 1991. Pepper

diseases. A field guide. Asian Vegetable

Research and Development Center. AVRDC

Publication No. 91-347. Taipei. 98 p.

Chew, M. I. Y., Vega, P. A., Palomo, R. M. y Díaz, J. F.

2007. Principales

enfermedades del cultivo de chile (*Capsicum*

annuum L.) en la Región Lagunera, México.

Memorias. XIX Semana Internacional de

Agronomía FAZ – UJED. 182 – 187.

Damicone, P. J. and Branderberger, L. SF. Common diseases of tomatoes – Part

II. Diseases caused by bacteria, viruses, and nematodes. Oklahoma Cooperative Extension Service. Oklahoma State University. EPP-7626. 7 p.

De la Torre, R., Cervantes-Díaz, L., Houston, H. A. y Valverde, R. A. 2002.

Variación fenotípica de algunos aislamientos mexicanos del virus de la marchitez manchada del tomate. (TSWV). *Agrociencia* 36:211-221.

Edelson, J. V. and Magaro, J. J. 1988. Development of onion thrips, *Thrips tabaci*

Lindeman, as a function of temperature. *Southwestern Entomologist* 13:171-176.

Funderburk, J., Reitz, S., Stansly, P., Schuster, D., Nuessly, G., and Leppla, N.

2009. Managing thrips in pepper and eggplant.

University of Florida, IFAS Extension. ENY-658.

10 p.

Goldberg, N. P. 1995. Chile pepper diseases.

Agricultural Experiment Station.

College of Agriculture and Home Economics.

New Mexico State University. Circular 549. Las

Cruces, NM, USA. 20 p.

Goldberg, N. P. 2000. Tomato spotted wilt virus.

Cooperative Extension Service.

College of Agriculture and Home Economics.

New Mexico State University. Guide H-242- Las

Cruces, NM, USA. 2 p.

González, G. E., García-Santibañez, S. J. M. y Macías,

V- L. M. 2007. Avances en

el control de trips en ajo en Aguascalientes.

Publicación Especial Núm. 33. Campo

Experimental Pabellón – INIFAP.

Aguascalientes, Aguascalientes, México. 52 –
65.

Hobbs, H. A., Black, L. L., Story, R. N., Valverde, R. A.,
Bond, W. P., Gatti, J- M.

Jr., Schaeffer, D. O., and Johnson, R. R. 1993.
Transmission of tomato spotted wilt virus from
pepper and three weed hosts by *Frankliniella*
fusca. Plant Disease 77:797-799-

Jae-Hyun, K., Gug-Seoun, C., Jeong-Soo, K., and
Jang-Kyung, C. 2004.

Characterization of *Tomato spotted wilt virus*
from paprika in Korea. The Plant Pathology
Journal 20:297-301.

Johnson, R. R., Black, L. L., Hobbs, A. H., Valverde, A.
R., Story, N. R., and Bond,

P. W. 1995. Association of *Frankliniella fusca* and three winter weeds with tomato spotted wilt virus in Louisiana. *Plant Disease* 79:572-576.

Katayama, H. 1997. Effect of temperature on development and oviposition of western flower thrips *Frankliniella occidentalis* (Pergande). *Japanese Journal of Applied Entomology and Zoology* 41:225-231.

Larentzaki, E., Shelton, A. M., Musser, F. R., Nault, B. A., and Plate, J. 2007.

Overwintering locations and hosts for onion thrips (Thysanoptera:Thripidae) in the onion cropping ecosystem in New York. *Journal of Economic Entomology* 100:1194-1200.

Larraín, S. P., Varela, U. F., Quiroz, E. C., y Graña, S. F. 2006. Efecto del color de

trampa en la captura de *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera:Thripidae) en pimiento (*Capsicum annuum* L.). Agricultura Técnica (Chile):66:306-311.

Maris, C. P., Josten, N. N., Goldbach, W. R., and Peters, D. 2004. *Tomato spotted wilt virus* infection improves host suitability for its vector *Frankliniella occidentalis*. Phytopathology 94:706-711.

Matthews, F. E. R. 1992. Fundamentals of Plant Virology. Third Edition. Academic Press Inc. San Diego, CA, USA. 403 p.

Metcalf, C. L. and Flint, W. P. 1970. Insectos destructivos e insectos útiles. Sus costumbres y su control. 3ª Impresión. CECOSA. México, D. F. 1208 p.

Mound, A. L. and Marullo, R. 1996. The thrips of the central and south America: An introduction (Insecta:Thysanoptera). Memoirs on Entomology, International. Ed. by V. K. Gupta. Associated Publishers. Gainesville, FL, USA. 487 p.

Nagata, T., Resende, O. R., Inoue-Nagata, A., and de Avila, C. A. 2007. The fluctuation of transmission specificity and efficiency of *Tomato spotted wilt virus* by *Frankliniella schultzei*. Fitopatologia Brasileira 32:439.

Ormeño, N. J. y Sepúlveda, R. P. 2005. Presencia de diferentes virus del pimiento (*Capsicum annuum* L.) en especies de malezas asociadas al cultivo. Agricultura Técnica (Chile) 65:343-355.

Quintanilla, H. R. 1980. Trips. Características morfológicas y biológicas. Especies de mayor importancia agrícola. Editorial Hemisferio Sur, S. A. Buenos Aires, Argentina. 60 p.

Quiroz, E. C., Larraín, S. P. y Sepúlveda, R. P. 2005. Abundancia estacional de insectos vectores de virosis en dos ecosistemas de pimiento (*Capsicum annum* L.) en la región de Coquimbo, Chile. Agricultura Técnica (Chile) 65:3-19.

Reitz, S. R. 2008. Comparative bionomics of *Frankliniella occidentalis* and *Frankliniella tritici*. Florida Entomologist 91:474-476.

Sepúlveda, R. P., Larraín, S. P., Quiroz, E. C., Rebufel, A. P. y Graña, S. F. 2005.

Identificación e incidencia de virus en pimiento en la zona centro norte de Chile y su asociación con vectores. Agricultura Técnica (Chile) 65:235-245-

Sutic, D. D., Ford, R. E., and Tosic, M. T. 1999.

Handbook of plant virus diseases.

CRC Press. Boca Ratón, FL, USA. 553 p.

Velásquez, V. R., Medina, A. M. M. y Mena, C. J. 2002.

Guía para identificar y

manejar las principales enfermedades

parasitarias del chile en Aguascalientes y

Zacatecas. Folleto Técnico Núm. 20. Campo

Experimental Pabellón – INIFAP.

Aguascalientes, Aguascalientes, México. 41 p.

Velásquez, V. R. y Medina, A. M. M. 2004.

Enfermedades bacterianas del jitomate

en Aguascalientes y Zacatecas. Folleto para
Productores Núm. 35. Campo Experimental
Pabellón – INIFAP. Aguascalientes,
Aguascalientes, México. 22 p.

Zitter, A. T., Daughtrey, L. M., and Sanderson, P. J.
1989. Tomato spotted wilt
virus. Vegetable/Horticultural Crops. Cornell
Cooperative Extension. Cornell University. Fact
Sheet 735.90. 6 p.

COMITE EDITORIAL DEL CEZAC

Agustín F. Rumayor Rodríguez	Presidente
Mario D. Amador Ramírez	Secretario
Alfonso Serna Pérez	Vocal

REVISIÓN TÉCNICA Y EDICIÓN

Dr. Miguel Angel Flores Ortiz
Ing. Candelario Serrano Gómez

DISEÑO DE PORTADA

Lic. Diana Sánchez Montaña

La presente publicación se terminó de imprimir en el mes de Diciembre de 2009 en la imprenta Litográfica Central, S. A. de C. V.
Afrodita No. 309. Las Hadas
C.P. 20140. Aguascalientes, Ags., México-

Su tiraje constó de 500 ejemplares

