

**FUNDACIÓN  
PRODUCE**  
*Sinaloa A.C.*  
ENLACE, INNOVACIÓN Y PROGRESO

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



**GOBIERNO  
DEL ESTADO  
DE SINALOA**

# Jornada para el manejo de plagas y enfermedades de impacto en la horticultura



**MEMORIA DE CAPACITACIÓN**



# **Jornada para el manejo de plagas y enfermedades de impacto en la horticultura**

**Memoria**

## **Índice**

<b>Manejo integrado de mosca blanca-geminivirus en tomate: Resultados de dos años de validación.....</b>	<b>7</b>
<b>Estrategias para el manejo del picudo o barrenillo del chile.....</b>	<b>27</b>
<b>Manejo de patógenos del suelo en hortalizas.....</b>	<b>43</b>
<b>Manejo de insecticidas en mosca blanca y paratrioza en México.....</b>	<b>55</b>
<b>Riesgo de paratrioza en la producción de tomate, chile y papa en Sinaloa.....</b>	<b>65</b>

---

# MANEJO INTEGRADO DE MOSCA BLANCA- GEMINIVIRUS EN TOMATE: RESULTADOS DE DOS AÑOS DE VALIDACIÓN

Edgardo Cortez Mondaca<sup>1</sup>

## Introducción

En la temporada agrícola 2005-2006 elevadas poblaciones de mosca blanca *Bemisia argentifolii* Bellows y Perring o *B. tabaci* biotipo "B" y el geminivirus *Tomato Yellow Leaf Curl Virus*<sup>2</sup> (geminiviridae) en la región norte de Sinaloa provocaron el siniestro total de 6 mil 100 hectáreas de tomate; 4 mil 800 hectáreas con siniestros parciales y totales en tomate de cáscara y una reducción promedio de 30% en rendimiento de frijol.

En las temporadas de cultivo 2006-2007 y 2007-2008 la presencia de mosca blanca se ha reducido, pero los geminivirus que transmite permanecen en el ambiente, en plantas arvenses como frijolillo (*Rhynchosia minima* L.), malva blanca (*Sida* sp.), chiquelite (*Solanum nigrum* L.) y chual cenizo (*Chenopodium album* L.), entre otras, esto se sabe porque el virus continúa manifestándose en plantas de tomate.

Es necesario seguir con la campaña fitosanitaria contra Mosca Blanca-Geminivirus a nivel regional, con la implementación de la ventana libre de hospederos preferidos de mosca blanca durante junio, julio y agosto, respeto de la fecha de siembra de cultivos hospederos de mosca blanca y principalmente con la producción de plántula de tomate sana en invernaderos, con las medidas fitosanitarias necesarias; trasplantar planta libre de geminivirus; destruir inmediatamente la soca de cultivos preferidos por mosca blanca al final de la cosecha; capacitarn

---

<sup>1</sup> Investigador de entomología en el Campo Experimental Valle del Fuerte del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Correo electrónico: come601021@yahoo.com

<sup>2</sup> Virus del rizado amarillo del tomate (TYLC, por sus siglas en inglés).

y divulgar, etcétera.

A nivel de predio, se deben realizar todas las estrategias posibles, pues el riesgo de la presencia abundante del insecto vector y la enfermedad pueden incrementarse en cualquier momento.

El objetivo del presente trabajo fue validar un programa de manejo integrado ecológicamente (a nivel predio) sobre Mosca Blanca-Geminivirus en tomate, en el norte de Sinaloa.

### Contenido

El Manejo Integrado de Plagas de Mosca Blanca-Geminivirus (MIP MB-Geminivirus) se realizó en las instalaciones del Campo Experimental Valle del Fuerte, latitud 25° 45' 39.1" y longitud 108° 48' 42.9", en Juan José Ríos, Sinaloa, en el subciclo agrícola otoño-invierno 2007-2008 y 2008-2009.



Figura 1. Planta de tomate con síntomas de geminivirus.

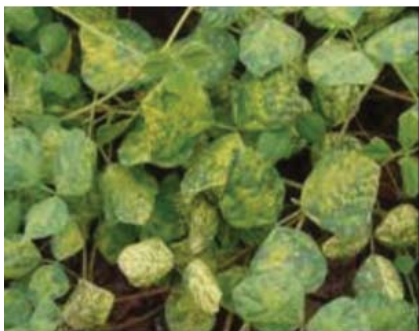


Figura 2. Frijolillo.



Figura 3. Chiquelite.



Figura 4. Malva blanca.



Figura 5. Chual cenizo.

### Metodología de la validación en el ciclo 2007-2008

#### Tratamientos probados

1. Validación de un programa de MIP MB-Geminivirus, de acuerdo a resultados de estudios desarrollados por innumerables autores.
2. Manejo comercial de MB-Geminivirus.

#### Tácticas implementadas en la parcela de validación del programa MIP MB-Geminivirus

1. Establecimiento de cultivos asociados, como propuesta de diversificación de los sistemas de producción, así como establecimiento de cultivos trampa (cilantro y sorgo forrajero).

2. Eliminación del terreno de cultivo y áreas adyacentes de plantas reservorios de Mosca Blanca-Geminivirus.

3. Selección de genotipo de tomate con alguna característica de resistencia a MB-Geminivirus: Se utilizaron los híbridos Seri® (en aproximadamente mil 100 m<sup>2</sup>) 287 y 288, de Sanson Seeds® (en unos mil 400 m<sup>2</sup>).

En la parcela testigo se trasplantaron 3 mil m<sup>2</sup> con el híbrido CDX-152 y en el resto de la superficie (cerca de mil m<sup>2</sup>) se estableció la variedad Sun 6200, ambos susceptibles al virus del rizado amarillo del tomate (TYLCV, por sus siglas en inglés).

4. Producción de plántula en invernadero, libre de geminivirus.
5. Tratamiento de plántulas, en pretrasplante, con insecticidas sistémicos (Imidacloprid, a 3 mililitros por mil plantas).
6. Fecha de siembra (trasplante) recomendada: 26 de octubre de 2007.
7. Monitoreo y supresión de mosca blanca con trampas amarillas de impactación.
8. Detección y eliminación de plantas infectadas con geminivirus antes del incremento de la población de mosca blanca.
9. Aspersión de insecticidas biorracionales (extractos botánicos, acei-

tes, jabones y entomopatógenos) al detectar un promedio de un adulto de mosca blanca en la tercera hoja del estrato apical.

10. Liberaciones masivas de crisopa, cada 15 días, en presencia de inmaduros de mosca blanca.

11. Conservación de enemigos naturales presentes (crisopa, catarinita gris, catarinita rosada, chinche pirata, chinche ojona, chinche pajiza y chinche asesina).

12. aspersión de insecticidas selectivos (sistémicos, reguladores de crecimiento e inhibidores de la alimentación) al detectar un promedio de dos adultos de mosca blanca en la tercera hoja del estrato apical.

Se efectuó una sola aplicación de insecticida químico sintético convencional (Endosulfán), casi al final del desarrollo del cultivo.

El resto del manejo agronómico, igual que en la parcela testigo, se realizó de acuerdo al manejo comercial del cultivo.

#### **Variables medidas**

1. Número promedio de adultos de mosca blanca capturado en tomate (en charolas con agua jabonosa) y de adultos presentes en plantas, mediante muestreo directo, de acuerdo a la técnica binomial negativa.

Ambos muestreos se realizaron dos veces por semana, desde el estado de plántula hasta la cosecha.

2. Número de plantas y frutos con síntomas de geminivirus.

3. Número promedio de adultos de insectos benéficos comunes capturados en charolas de agua en dos muestreos semanales.

Se utilizó un diseño completamente aleatorio con tres y cuatro repeticiones, de acuerdo a la variable determinada, y una comparación de medias por Tukey (0.05%).

Además, se comparó el número y costo económico de la aplicación de insecticidas.

#### **Metodología de la validación en el ciclo 2008-2009**

##### **Tratamientos probados**

1. Validación de un programa MIP MB-Geminivirus, de acuerdo a resultados de estudios desarrollados por diversos autores, con dos híbridos de tomate (Seri®, tolerante a geminivirus, y Brigade®, susceptible a geminivirus).

Cada híbrido contó con una superficie de mil 760 m<sup>2</sup>.

2. Manejo convencional de MB-Geminivirus en parcela de tomate del híbrido Brigade®, en 3 mil 520 m<sup>2</sup>, de acuerdo al manejo acostumbrado en forma comercial en la región (basado en el control químico con insecticidas convencionales, en su mayoría).

3. Parcela de testigo absoluto de tomate con híbrido Brigade®, en 3 mil 520 m<sup>2</sup>, sin protección contra mosca blanca.

#### **Tácticas implementadas en la parcela de validación del programa MIP MB-Geminivirus**

1. Establecimiento de cultivos asociados y cultivos trampa (cilantro y sorgo forrajero).

2. Eliminación de plantas reservorios de MB-Geminivirus en terreno de cultivo y áreas adyacentes.

3. Selección de genotipo de tomate con resistencia o tolerancia a geminivirus: Seri®, en mil 760 m<sup>2</sup>, y Brigade® (susceptible) en la misma dimensión de superficie.

4. Producción de plántula en invernadero, libre de geminivirus.

5. Tratamiento de plántulas en pretrasplante con insecticidas sistémicos (Imidacloprid, a 3 mililitros por mil plantas).

6. Fecha de siembra (trasplante) recomendada: 14 de octubre de 2008.

7. Monitoreo y supresión de mosca blanca con barrera de banda de plástico amarillo de impactación, con pegamento; otra técnica para monitorear adultos de mosca blanca son las charolas de plástico amarillas con agua jabonosa.

8. Detección y eliminación de plantas infectadas con geminivirus antes del incremento de la población de mosca blanca, durante las primeras seis semanas de desarrollo del cultivo.

9. Aspersión de insecticidas biorracionales (extractos botánicos, aceites, jabones y entomopatógenos) al detectar un promedio de un adulto de mosca blanca en la tercera hoja del estrato apical.

10. Liberaciones masivas de crisopa, cada 15 días, al detectar la presencia de inmaduros de mosca blanca.

11. Conservación de enemigos naturales de mosca blanca y de otros insectos plaga.

12. Aspersión de insecticidas selectivos (Pymetrozine, inhibidor de la alimentación) al arribo inicial de la población plaga, para restringir la infección viral temprana en el cultivo.

El empleo de insecticidas biorracionales sintéticos (sistémicos, reguladores de crecimiento, inhibidores de la alimentación e inhibidores del metabolismo) se efectúa al detectar un promedio de dos adultos de mosca blanca en la tercera hoja del estrato apical; este método no se requirió, debido a la baja presencia del insecto.

El resto del manejo agronómico, en todos los tratamientos, se realizó de acuerdo al manejo comercial del cultivo en la región.

#### **Variables medidas**

1. Número promedio de adultos de mosca blanca capturado en tomate en charolas con agua jabonosa y obtención de la cantidad de adultos presentes en plantas, mediante muestreo directo, basado en la técnica binomial negativa.

Ambos muestreos se realizaron dos veces por semana durante el desarrollo del cultivo.

2. Número de plantas con síntomas de geminivirus.

3. Número promedio de adultos de insectos benéficos comunes capturado en charolas de agua en muestreos semanales.

Para este muestreo se utilizó un diseño completamente aleatorio, con tres y cuatro repeticiones, de acuerdo a la variable determinada, y una comparación de medias por técnica DMS (5%).

Además, se comparó el número de aspersiones y costo económico de la aplicación de insecticidas.

## Resultados y discusión

### Ciclo 2007-2008

#### I. Aplicación de insecticidas y costo

En la parcela de validación se realizaron seis aspersiones de insecticidas (la mayoría de tipo biorracional), dirigidas al control de mosca blanca.

Estos insecticidas poseen un reducido efecto negativo sobre la fauna benéfica y reducida o nula selección de resistencia a insecticidas.

También se emplearon tres aplicaciones para el control de otros insectos plaga (Cuadro 1); siete liberaciones de crisopa (*Chrysoperla carnea Stephens*), para el control biológico de inmaduros de mosca blanca y seis liberaciones de tricograma, para prevenir la presencia de gusano del fruto (*Heliothis* spp.).

El costo total de estas acciones de control (al considerar sólo los insumos) fue de 4 mil 746 pesos.

Mientras que en la parcela testigo se realizaron 11 aspersiones contra mosca blanca, una aplicación contra grillo y una más contra gusano soldado (*Spodoptera exigua* Hübner) (Cuadro 2).

El costo total de los insecticidas aplicados en la parcela testigo fue de 12 mil 928 pesos, una diferencia de 8 mil 182 pesos, un poco menos del doble de lo invertido en la parcela de validación.

La inversión en la parcela de validación se incrementó notoriamente por el costo de la semilla de los híbridos tolerantes.

La semilla necesaria para la parcela testigo costó mil 100 pesos por hectárea, mientras que en la parcela de validación el precio fue de alrededor de 8 mil 800 pesos por hectárea (una diferencia de 7 mil 700 pesos).

A pesar de esto, con la reducción en el costo de los insecticidas empleados en la parcela de validación del programa MIP, de 8 mil 182 pesos, se cubrió la diferencia del costo de la semilla, con una diferencia de 482 pesos a favor del tratamiento MIP.

#### II Incidencia poblacional de mosca blanca y de insectos benéficos

En el muestreo de mosca blanca a través del desarrollo del estudio, en

dos muestreos semanales no se detectó diferencia significativa ( $P > 0$ ) entre los tratamientos, respecto al número promedio de adultos del insecto plaga capturado en trampas de charolas con agua, ni para la variable número promedio de adultos de mosca blanca contabilizado en plantas (Cuadro 3).

Respecto a la fauna benéfica, principalmente entomófaga y abejas (polinizadoras), las poblaciones monitoreadas fueron significativamente diferentes ( $P < 0.05$ ) en todos los casos más abundantes de la parcela de validación (Cuadro 5).

Sólo lisiflebus (*Aphidius testaceipes* Cresson) fue significativamente

#### Cuadro 1. Insecticidas aplicados en tomate para el control de mosca blanca y otros insectos plaga en parcela de validación del programa MIP MB-Geminivirus.

Fecha	Insecto plaga	Insecticida	Dosis por hectárea	Costo por hectárea (en pesos)
31/10/2007	Mosca blanca y pulgón	Plennum	405 gramos	555.00
07/11/2007	Mosca blanca y pulgón	Saf-T-Side	10 litros	463.00
08/11/2007	Grillo y gusano trozador	Salvadrín	10 kg	312.00
13/11/2007	Mosca blanca y pulgón	Plennum	405 gramos	555.00
14/11/2007	Gusano soldado	Biobit	750 gramos	315.00
04/12/2007	Gusano soldado	Biobit	750 gramos	315.00
21/12/2007	Lepidópteros y mosca blanca	Tricograma más Crisopa	10 pulg <sup>2</sup> 4 cm <sup>3</sup>	51.00 120.00
31/12/2007	Lepidópteros y mosca blanca	Tricograma más Crisopa	10 pulg <sup>2</sup> 4 cm <sup>3</sup>	51.00 120.00
18/01/2008	Mosca blanca y lepidópteros	Crisopa	4 cm <sup>3</sup>	120.00
01/02/2008	Mosca blanca y lepidópteros	Crisopa más tricograma	4 cm <sup>3</sup> 10 pulg <sup>2</sup>	120.00 51.00
18/02/2008	Mosca blanca y lepidópteros	Crisopa más tricograma	4 cm <sup>3</sup> 10 pulg <sup>2</sup>	120.00 51.00
20/02/2008	Mosca blanca	Bioissa más Saf-T-Side	1.5 litros 3 litros	120.00 150.00
27/02/2008	Mosca blanca y gusano del fruto	Ultradux más Biobit	2 litros 0.75 litros	270.00 235.00
28/02/2008	Mosca blanca y lepidópteros	Crisopa más tricograma	4 cm <sup>3</sup> 10 pulg <sup>2</sup>	120.00 51.00
04/03/2008	Mosca blanca y pulgón	Bioissa más Endosulfán	1.5 litros 2 litros	120.00 190.00
21/03/2008	Mosca blanca y lepidópteros	Crisopa más tricograma	4 cm <sup>3</sup> 10 pulg <sup>2</sup>	120.00 51.00
			<b>Suma</b>	<b>\$4,746.00</b>

## III Número de plantas y frutos con síntomas de geminivirus

## Cuadro 2. Insecticidas aplicados en tomate para el control de mosca blanca y otros insectos plaga en parcela de manejo convencional de MIP MB-Geminivirus.

Fecha	Insecto Plaga	Insecticida	Dosis por hectárea	Costo por hectárea en pesos
01/11/2007	Mosca blanca y pulgón	Endosulfan más Actara	2 litros 0.5 litros	190.00 2,133.00
07/11/2007	Mosca blanca y pulgón	Endosulfan más Plenum	2 litros 405 gramos	190.00 555.00
08/11/2007	Gusano trozador y grillos	Salvadrín	10 kg	312.00
24/11/2007	Mosca blanca y lepidópteros	Karate zeón más Clorpirifos	0.5 litros 1 litro	180.00 125.00
12/12/2007	Gusano soldado	Lannate	0.3 kg	101.00
12/01/2008	Minador de la hoja	Agrimec	0.5 litros	1,920.00
	Mosca blanca y pulgón	Talstar	0.5 litros	148.00
22/01/2008	Minador de la hoja, lepidópteros y mosca blanca	Endosulfán más Karate zeón	2 litros 0.5 litros	190.00 180.00
01/02/2008	Lepidópteros y mosca blanca	Endosulfán más Karate zeón	2 litros 0.5 litros	190.00 180.00
19/02/2008	Pulgón y mosca blanca	Actara	0.6 gramos	2,600.00
29/02/2008	Pulgón y mosca blanca	Endosulfán más Talstar	2 litros 0.5 litros	190.00 148.00
04/03/2008	Pulgón y mosca blanca	Agrimec más Talstar	0.5 litros 0.5 litros	1,920.00 148.00
12/03/2008	Mosca blanca y gusano del fruto	Leverage	0.3 litros	378.00
20/03/2008	Mosca blanca y lepidópteros	Applaud más Endosulfán	1 litro 2 litros	760.00 190.00
		<b>Total</b>		<b>\$12,928.00</b>

más abundante en el tratamiento testigo, se ignora porqué, sin embargo, la manifestación de este parasitoide está asociada a la presencia, en forma abundante, de áfidos en la parcela testigo (datos no incluidos).

En el número promedio de plantas con síntomas de geminivirus (Cuadro 5) se detectó diferencia significativa entre tratamientos ( $P < 0.05$ ), los híbridos tolerantes a geminivirus corroboraron esa característica al mostrar el menor número de plantas con síntomas, especialmente los híbridos Seri y 288 Sanson Seeds.

En el número promedio de frutos infectados también se detectó diferencia significativa ( $P < 0.05$ ), (Cuadro 6).

Sun 6200 presentó la mayor cantidad de frutos con síntomas de TYLCV, posteriormente se ubicaron, en un mismo grupo estadístico,

## Peso en kilogramos de frutos con síntomas de TLCV.

Híbrido	Peso en kilogramos
Sun 6200	9 mil 103
CDX 152	4 mil 852
Seri	2 mil 762
287 Sanson Seeds	mil 684
288 Sanson Seeds	354

Cuadro 3. Número promedio de adultos de mosca blanca capturado en charolas de agua<sup>1</sup> y contabilizados en plantas<sup>2</sup> en dos muestreos semanales.

Tratamientos	I	II	III	IV	Suma	Media
<b>Mosca blanca capturada en charola<sup>1</sup></b>						
MIP MB-Geminivirus	0	2	0	0	2	0.5 a
Testigo	0	0	0	0	0	0 a
<b>Mosca blanca contabilizada en plantas<sup>2</sup></b>						
MIP MB-Geminivirus	11.5	8.1	10.5	13.5	43.5	10.9 a
Testigo	8	10.1	12.6	11.6	42.3	10.6 a

Medias con la misma letra no difieren estadísticamente (Tukey 0.05).

los híbridos CDX, Seri y 287 Sanson Seeds.

La menor cantidad la mostró 288 Sanson Seeds, aunque no se diferenció estadísticamente de los otros híbridos tolerantes.

La presencia de mosca blanca fue reducida en los dos tratamientos, el efecto del programa MIP mosca blanca se reflejó en el número de plantas y frutos con síntomas de TYLCV, probablemente por el empleo de genotipos resistentes a Mosca Blanca-Geminivirus.

Además, el empleo de insecticidas biorracionales permitió mayor abundancia de fauna benéfica.

El tratamiento MIP fue más económico en el costo del control químico de mosca blanca.



Figura 6. Adulto y huevecillos de mosca blanca. Figura 7. Catarinita roja.



**Cuadro 4. Número promedio de adultos de insectos benéficos capturados en tomate, en charolas de agua en dos muestreos semanales.**

Especies/Tratamientos	I	II	III	IV	Suma	Media
Cat*. Café/Validación	3	2	0	2	7	1.75a
Cat*. Café/Testigo	4	0	0	1	5	1.25b
Cat*. Anaranjada/Validación	4	1	0	1	6	1.5 a
Cat*. Anaranjada/Testigo	0	0	0	1	1	0.25b
M**. Taquinidae/Validación	2	5	12	10	29	7.25 a
M**. Taquinidae/Testigo	6	4	2	10	22	5.5 b
Abejas/Validación	3	7	21	16	47	11.75 a
Abejas/Testigo	9	1	1	3	14	3.5 b
M**. Sirfide/Validación	4	6	0	5	15	3.75 a
M**. Sirfide/Testigo	0	1	0	2	3	0.75 b
Lisiflebus/Validación	16	12	21	25	74	18.5 b
Lisiflebus/Testigo	14	50	43	27	134	33.5 a
Crisopa/Validación	10	4	3	0	17	4.25 a
Crisopa/Testigo	0	1	0	0	1	0.25 b

Medias con la misma letra no difieren estadísticamente (Tukey 0.05).

\*Cat. = Catarinita. \*\*M. = Mosca.

**Cuadro 5. Número promedio de plantas con síntomas de geminivirus contabilizado en surcos de 10 metros lineales, en dos muestreos semanales.**

Tratamientos	I	II	III	Suma	Media
CDX 152	7.7	8.1	11.1	26.9	8.96 a
Sun 6200	9.8	5.5	6.5	21.8	7.26 ab
Seri	1	1.8	2.5	5.3	1.76 b
287 Sanson Seeds	3.8	5.3	6.3	15.4	5.13 c
288 Sanson Seeds	2.8	2	1.3	6.1	2 c

Medias con la misma letra no difieren estadísticamente DMS 2.7259.

## Ciclo 2008-2009

### I. Aplicación de insecticidas y costo

En la parcela de validación se realizaron siete aspersiones de insecticidas (todos de tipo biorracional), dirigidas al control de mosca blanca; dos aplicaciones para el control de larvas de lepidópteros (Cuadro 7) y cuatro liberaciones de crisopa (*Chrysoperla carnea* Stephens) para el control biológico de inmaduros de mosca blanca y de tricograma, para

**Cuadro 6. Número promedio de frutos con síntomas de geminivirus contabilizado en surcos de 2 metros lineales, en dos muestreos semanales.**

Tratamientos	I	II	III	Suma	Media
CDX	5.05	7.34	5.57	17.96	5.98 b
Sun 6200	15.72	13.07	6.66	35.45	11.81 a
Seri	4.53	3.12	3.12	10.77	3.59 bc
287 Sanson Seeds	2.08	1.71	1.87	5.66	1.88 bc
288 Sanson Seeds	0.41	0.57	0.57	1.55	0.51 c

Medias con la misma letra no difieren estadísticamente (Tukey 0.05).

prevenir la presencia de gusano del fruto (*Heliothis* spp.).

El costo total de estas acciones de control (considerando sólo insu-  
mos) fue de 5 mil 350 pesos.

En la parcela convencional se realizaron 12 aspersiones contra mosca blanca, en algunos casos incluyeron el control de otros insectos plaga, como minador de la hoja (*Liriomyza* spp. Diptera: Agromyzidae); áfidos, principalmente *Myzus persicae* Sulzer Hemiptera: Aphididae, gusano soldado (*Spodoptera exigua* Hübner) y gusano del fruto (*Heliothis virescens* F. Lepidoptera: Noctuidae).

El costo total de los insecticidas aplicados fue de 10 mil 233 pesos, una diferencia de 4 mil 883 pesos, un poco menos del doble de lo invertido en la parcela de validación, el 47.7%.

La inversión de la parcela de validación se incrementó para el caso del híbrido Seri®, por el precio de la semilla (8 mil 800 pesos por hectárea), mientras que el costo con el híbrido Brigade® (establecido en las tres parcelas experimentales) fue de mil 400 pesos por hectárea, una diferencia de 7 mil 400 pesos (84.1%).

Si se suma la aplicación de insecticidas, el costo de la parcela de validación con Seri® es de 14 mil 150 pesos por hectárea y de 6 mil 750 pesos con Brigade®.

En la parcela de manejo convencional, el costo por hectárea fue de 11 mil 633 pesos, 2 mil 517 pesos menos respecto al híbrido Seri®.

En el testigo absoluto sólo se realizaron dos aspersiones de insecticida Bt para control de larvas de lepidópteros, con costo de 630 pesos, que más el costo de la planta suma un total de 2 mil 30 pesos por hectárea.

**Cuadro 7. Insecticidas aplicados en tomate para control de mosca blanca y otros insectos plaga, en parcela de validación de programa MIP MB-Geminivirus.**

Fecha	Insecticida	Insectos plaga	Dosis por hectárea	Costo por hectárea en pesos
28/10/2008	Pymetrozine	Mosca blanca	405 gramos	555.00
11/11/2008	Aceite más nim	Mosca blanca	10 litros más 1.5 litros	583.00
20/11/2008	Aceite más nim	Mosca blanca	10 litros más 1.5 litros	583.00
29/11/2008	Bt más nim	Lepidópteros más mosca blanca y áfidos	0.75 kg más 1.5 litros	435.00
12/12/2008	Crisopa más tricograma	Mosca blanca y lepidópteros	4 cm <sup>3</sup> más 10 pulg <sup>2</sup>	171.00
17/12/2008	Bt	Lepidópteros	0.75 kg	315.00
26/12/2008	Aceite más nim	Mosca blanca y áfidos	10 litros más 1.5 litros	583.00
28/12/2008	Crisopa más tricograma	Mosca blanca y lepidópteros	4 cm <sup>3</sup> más 10 pulg <sup>2</sup>	171.00
19/01/2009	Bt más jabón	Lepidópteros más mosca blanca	0.75 kg más 2 litros	585.00
31/01/2009	Bt	Lepidópteros	0.75 kg	315.00
13/02/2009	Aceite agrícola más nim	Mosca blanca	10 litros más 1.5 litros	583.00
13/02/2009	Crisopa más tricograma	Mosca blanca y Lepidópteros	4 cm <sup>3</sup> más 10 pulg <sup>2</sup>	171.00
05/03/2009	Piretrina	Lepidópteros		300.00

**Suma \$5,350.00**

**II incidencia poblacional de mosca blanca y de insectos benéficos**

En el muestreo de mosca blanca del desarrollo del estudio, desde el trasplante a la primera cosecha (última semana de febrero de 2009), no se detectó diferencia significativa ( $P > 0$ ) entre los tratamientos, respecto al número promedio de adultos de mosca blanca contabilizado en plantas y capturado en trampas de charolas de agua (Cuadro 9).

En la primera semana de marzo se detectó un notable incremento poblacional de mosca blanca y se realizó un muestreo de adultos y ninfas.

A pesar de observarse una mayor cantidad de adultos en el tratamiento convencional, no se tuvo diferencia significativa, sin embargo, en el

ANVA de ninfas se detectó diferencia altamente significativa ( $P < 0.00$ ).

El MIP MB-Geminivirus de híbridos Seri®, Brigade® y del testigo absoluto resultaron estadísticamente diferentes a la parcela con manejo convencional (5%).

El número promedio de ninfas de mosca blanca por hoja fueron 0.5, 0.6, 6.1 y 80.2 para Brigade® MIP, Seri®, testigo absoluto y manejo convencional, respectivamente.

**Cuadro 8. Insecticidas aplicados en tomate en parcela de manejo convencional de MIP MB-Geminivirus.**

Fecha	Insecticida	Insecto plaga	Dosis por hectárea	Costo por hectárea en pesos
28/10/2008	Endosulfan más Pymetrozine	Mosca blanca	2 litros más 405 gramos	745.00
11/11/2008	Endosulfan más Cyalotrina	Mosca blanca	2 litros más 0.5 litros	370.00
20/11/2008	Endosulfan más Cyalotrina	Mosca blanca y minador	2 litros más 0.5 litros	370.00
29/11/2008	Bifentrina más Imidacloprid	Mosca blanca, áfidos y minador	0.5 litros más 0.5 litros	1,828.00
09/12/2008	Thiametoxan	Mosca blanca y áfidos	0.6 kg	2,600.00
17/12/2008	Clorpirifos más Cyflutrina	Mosca blanca, áfidos y lepidópteros	1 litro más 0.5 litros	305.00
19/01/2009	Abamectina más Cyalotrina	Mosca blanca, minador y lepidópteros	0.5 litros más 0.5 litros	2,100.00
22/01/2009	Acetamiprid	Mosca blanca y áfidos	0.3 litros	990.00
06/02/2009	Thiametoxan más Clorpirifos	Mosca blanca, áfidos y lepidópteros	0.6 kg más 1 litro	2,725.00
13/02/2009	Imidacloprid más Betacyflutrina	Mosca blanca	0.25 litros	250.00
05/03/2009	Imidacloprid más Betacyflutrina	Mosca blanca y lepidópteros	0.25 litros	250.00
09/03/2009	Clorpirifos más Bifentrina	Mosca blanca y lepidópteros	1 litro más 0.4 kg	300.00

**Suma \$10,233.00**



**Figura 8. Liberación de huevecillo de crisopa en tomate con MIP MB-Geminivirus.**

En el número promedio de insectos benéficos, el tratamiento MIP MB-Geminivirus mostró una incidencia de fauna benéfica generalmente mayor que el tratamiento con manejo convencional ( $P < 0.05$ ) (Cuadro 10).

Con avispidas parasitoides *Ichneumonidae* y depredadores *Staphilynidae* no se detectó diferencia significativa.

En el caso de la avispidas lisiflebus, parasitoide de áfidos y de moscas Tachinidae, parasitoide de larvas de lepidóptera, la presencia fue altamente significativa para el testigo absoluto, probablemente debido a una mayor incidencia de insectos plaga hospederos en ese tratamiento (datos no incluidos).

### III Número de plantas y frutos con síntomas de geminivirus

En la variable número de plantas con síntomas de virus se detectó diferencia significativa entre los tratamientos ( $P < 0.05$ ) (Cuadro 11).

Los dos híbridos de la parcela de validación mostraron un número mucho menor de plantas infectadas con virus, especialmente el híbrido Seri®, tolerante a geminivirus.

Estos resultados prueban que el programa de estrategias para el MIP MB-Geminivirus en tomate es mejor para reducir la infección de virus que el manejo convencional, como respecto al testigo absoluto sin protección contra MB-Geminivirus.

La mayor cantidad de plantas con síntomas de virus en el manejo convencional, respecto al testigo absoluto, pudo deberse a que el insecto infectivo, al ser afectado por insecticidas con efecto neurotóxico, incrementó su actividad, con lo que provocó mayor alimentación, mayor inoculación y diseminación del patógeno.

La presencia de mosca blanca fue reducida en todos los tratamientos durante la mayor parte de desarrollo del cultivo, sin embargo, al incrementarse la población del insecto a nivel regional, el manejo convencional presentó una mayor incidencia de ninfas que el resto de los tratamientos.

### Cuadro 9. Número promedio de adultos de mosca blanca capturado en tomate en plantas<sup>1</sup> y contabilizado en charolas con agua jabonosa<sup>2</sup>, en dos muestreos semanales.

Tratamientos	I	II	III	IV	Suma	Media
<b>Mosca blanca capturada en plantas<sup>1</sup></b>						
MIP MB-Geminivirus	16.4	16.3	11.1	--	43.8	14.6a
Manejo convencional	13.1	17.3	7.1	--	37.5	12.5a
Testigo absoluto	7	6.9	3.9	--	17.9	5.9a
<b>Mosca blanca contabilizada en charolas<sup>2</sup></b>						
MIP MB-Geminivirus	0	1	2	0	3	0.7a
Manejo Convencional	1	1	0	0	2	0.5a
Testigo absoluto	3	0	0	0	3	0.7a

Medias con la misma letra no difieren estadísticamente (Tukey 0.05).

### Cuadro 10. Número promedio de insectos benéficos adultos capturados en tomate en charolas de agua en dos muestreos semanales.

Especies	I	II	III	IV	Suma	Media
Catarinita Roja-Validación	3	3	7	6	19	4.75a
Convencional	0	0	0	0	0	0 b
Testigo	2	0	0	0	2	0.5 b
Crisopa-Validación	1	1	1	1	4	1a
Convencional	1	0	1	0	2	0.5ab
Testigo	0	0	0	0	0	0 b
Chinche pirata -Validación	2	3	1	2	8	2a
Convencional	0	0	1	2	3	0.75b
Testigo	0	0	0	0	0	0b
M. Tachinidae-Validación	3	11	6	5	25	6.25 b
Convencional	1	2	0	1	4	1c
Testigo	10	17	10	11	48	12a
Lisiflebus-Validación	5	1	2	7	15	3.75b
Convencional	3	3	7	6	19	4.75b
Testigo	28	38	29	35	130	32.5a
Ichneumonidae-Validación	0	1	1	1	3	0.75a
Convencional	0	0	1	0	1	0.25a
Testigo	0	0	0	0	0	0 a
Staphilynidae-Validación	4	4	3	1	12	3a
Convencional	4	1	1	2	8	2a
Testigo	5	3	1	1	10	2.5a

Medias con la misma letra no difieren estadísticamente (Tukey 0.05).

Además, el efecto del programa de MIP mosca blanca se reflejó en el número de plantas con síntomas de TYLCV.

El empleo de insecticidas biorracionales permitió mayor abundancia de fauna benéfica.

El tratamiento MIP fue más económico en el control químico de mosca blanca.



Figura 9. Fruto de tomate con síntomas de geminivirus.

**Cuadro 11. Número promedio contabilizado de plantas con síntomas de geminivirus en surcos de 10 metros lineales, en dos muestreos semanales.**

Tratamientos	I	II	III	Suma	Media
Validación-Brigade®	4	5	3	12	4c
Validación-Seri®	0	1	1	2	0.6c
Convencional-Brigade®	28	33	39	100	33.3a
Testigo-Brigade®	16	15	30	61	20.3b

Medias con la misma letra no difieren estadísticamente (Tukey 0.05).

### Comentarios finales

Para que el manejo de mosca blanca sea satisfactorio es necesario realizarlo de manera integrada, pues ninguna práctica de control por sí sola es suficiente para obtener un control efectivo.

Además, se requiere que la implementación de las medidas fitosanitarias sea a nivel regional, considerando la secuencia de los cultivos hospedantes preferidos establecidos a través del año completo.

Es difícil controlar esta plaga adecuadamente en uno o unos cuantos lotes, en solo una determinada época del año.

También se necesita de la participación de todas las instancias involucradas con la sanidad vegetal, principalmente de los productores agrícolas.

Dentro de las medidas de combate contra la mosca blanca, indudablemente las más importantes son las orientadas a prevenir su elevado

desarrollo poblacional, especialmente aquellas prácticas que se implementan a escala regional (ventana libre de hospederos preferidos, producción de plántula en invernadero, periodo de siembra recomendado, destrucción oportuna de socas, etcétera), por encima de las estrategias a nivel predio.

Las medidas de control correctivas, generalmente implementadas a nivel predio, como las aplicaciones de insecticidas (cuando se tiene ya una elevada población de la plaga) logran reducir momentáneamente (unos cuantos días) su incidencia y daño, pero el insecto se recupera pronto con las fuertes migraciones.

Sin embargo, todas las tácticas tienen importancia y contribuyen por sí solas, en menor o mayor grado, al manejo de la plaga; pero seleccionadas, integradas e implementadas adecuadamente pueden ser determinantes.

La fecha de siembra es una práctica fitosanitaria muy importante, posiblemente en mayor grado que otras: En las dos temporadas de validación se observó que las poblaciones de mosca blanca se redujeron durante todo el desarrollo del cultivo, incluso en las parcelas testigo.

Si las parcelas testigo se hubieran establecido más tarde, la población del insecto y el daño como fitófago y como vector habría sido elevada.

En todo caso, lo más recomendable es realizar, en forma simultánea, el MIP MB-Geminivirus en forma regional y a nivel predio.

### Bibliografía

Altieri, M.A. 1984. "Patterns of insects diversity in monocultures and polycultures of Brussels sprouts". *Protection Ecology*, pp. 227-232.

Altieri, M.A. 1987. *Agroecology: the scientific basis of alternative agriculture*. Westview Press, Boulder. CO.

Altieri M.A. 1994. *Biodiversity and pest management in agroecosystems*. Hayworth Press, New York.

Altieri, M.A.; C.I. Nicholls y M.A. Fritz 2005. "Manage insects on your farm; a guide to ecological strategies", *Sustainable Agricultural*. Network. Handbook series book 7. Beltsville, M.D.

Avilés, G.M.C.; C.U. Nava; T.J.A. Garzón; P.J.J. Wong y V.J.J. Pérez 2004. "Manejo integrado de la mosca blanca Bemisia spp., en tomate para consumo fresco", *Folleto técnico*. Número 28. INIFAP-CIRNO, Campo Experimental Valle de Culiacán. Culiacán, Sinaloa, México.

Bellows, T.S.; T.M. Perring; R.J. Gill y D.H. Headrick 1994. *Description of a species of Bemisia (Homoptera: Aleyrodidae)*. Ann. Entomol. Soc. Am., pp. 195-206.

Byerly, M. F. K. 1989. "Manejo Integrado de Problemas Fitosanitarios", en *Memorias VI semana del parasitólogo*. UAAAN-CONACYT. Buenavista, Saltillo, Coahuila, pp. 7-22.

CAB International. 2000. *Crop Protection Compendium*. Wallingford,

UK: CAB International.

CAB International, 2005. *Crop Protection Compendium*. Wallingford, UK: CAB INTERNATIONAL.

Cortez, M.E. 1994. *La Mosca Blanca en el Valle de Santo domingo, B. C. S. y las Estrategias para su Manejo Integrado*. SARH-INIFAP-CIRNO-CESTOD. Cd. Constitución, B. C. Sur.

Cortez, M.E.; N. Castillo, T. y J. Macías 2004. "Enemigos Naturales para el Control Biológico de insectos Plaga en Canola", *Folleto técnico*. Número 22. CIRNO-CEVAF, Juan José Ríos, Sinaloa.

Cortez, M.E. y F.J. Orduño C. 2007. "Manejo integrado de mosca blanca *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring (Hemiptera: Aleyrodidae) en el norte de Sinaloa, México", en Estrada, V.E.G. et al. (eds.), *Memorias VII congreso latinoamericano de entomología y XLII congreso nacional de la SME*. San Pedro, Texcoco, México, D.F., pp. 704-709.

Cortez, M.E. 2007. "Medidas alternas para el manejo de insectos vectores de virus en hortalizas", en *Memoria Curso de alternativas contra vectores de virus en hortalizas*. Fundación Produce Sinaloa, A.C., Culiacán, Sinaloa, México, pp. 23-37.

Cortez, M.E. 2008. "Insecticidas biorracionales para el manejo efectivo de poblaciones de mosca blanca en tomate", en *Memoria Jornada de divulgación ventana fitosanitaria contra mosquita blanca en tomate*. Fundación Produce Sinaloa, A.C. Culiacán, Sinaloa, México, pp 7-15.

Delgadillo S., F. 2000. "Criterios para el Control de Virus en Hortalizas", en Bautista M.; A. D. Suárez y O. M. Galván (eds.) *Temas Selectos en Fitosanidad y producción de Hortalizas*. CP-Instituto de Fitosanidad. ISBN 968-839-289-8. Montecillo, Texcoco, Estado de México, pp. 134-140.

DeBach, P. 1975. *Control biológico de las plagas de insectos y malas hierbas*. Chapman and may LTD.

Ellsworth, P. J. Diehl; T. Dennehy y S. Naranjo 1994. *Sampling sweetpotato whiteflies in cotton*. University of Arizona. IPM series number 2. Tucson, Arizona.

Estrada O.; M. T. López y P. Barrios 1998. "El Nim y sus bioinsecticidas, una alternativa agrícola", *Proyecto Agroecológico Nim*. INIFAT, Ministerio de la Agricultura. Ciudad de La Habana. Cuba.

Flint, M. L. y S. H. Dreistadt 1998. *Natural Enemies Handbook; the Illustrated Guide to Biological Pest Control*. University of California. Publication 3386.

Fu, C. A. A. 1994. "Manejo Integrado de mosquita blanca de la hoja plateada en melón, sandía y calabaza", *Desplegable para productores*. Número 6. CECOHE-CIRNO-INIFAP-SAGAR, Hermosillo, Sonora, México.

Garzón, T.J.A.; M.C. Avilés; G., A. Borja; S. Velarde y J.L. Martínez 2007. *Validación del paquete tecnológico para el manejo de virus transmitidos por mosquita blanca al tomate en el estado de Sinaloa*.

Fundación Produce Sinaloa, A.C. Culiacán, Sinaloa, México.

Gurr, G.M.; S.D. Wraten y P. Barbosa 2000. "Success in Conservation Biological Control of Arthropods", en *Biological Control: Measures of Success*. Kluwer Acad. Publish.

Hernández, M.B. 1989. "Métodos para el monitoreo de insectos vectores", en *Ecología de insectos vectores de virus en plantas cultivadas*. Colegio de Postgraduados, pp 102-107.

IRAC. 2007. *Insecticide Mode of Action Classification: A Key to Effective Insecticide Resistance Management*, Consulta: junio de 2008, <Whiteflies.http://www.iraconline.org/>

León, L.R.L. 1993. "Manejo integrado de mosquita blanca", en *Memoria II taller sobre control biológico de mosquita blanca*. SARH-DGSV, Culiacán, Sinaloa, pp. 13-14.

León, L.R.L. 1995. "Muestreo y umbral de acción para mosquita blanca en Melón de Primavera", en *Reunión técnica sobre experiencias para el manejo de la mosca blanca Bemisia argentifolii y otras plagas del Algodonero en el Valle de Mexicali*. SAGAR-Imperial County Agricultura, Commisioners Office. Publicación especial, número 2. Mexicali, B.C.S., pp. 9-10.

Kogan, M. 1989. "Resistencia de la planta en el manejo de plagas", en *Introducción al manejo de plagas de insectos*. Limusa. México, D. F.

Kogan, M. 1990. "Resistencia de la Planta en el Manejo de Plagas", en Metcalf, R. L y W. H. Luckman (eds.) *Introducción al manejo de Plagas de Insectos*. Limusa, México, D. F., pp. 123-172.

Martínez C., J. L. 1998. "Control Químico de la Mosquita Blanca", en Pacheco, C. J. J., y M. Pacheco (eds.) *Temas Selectos Para el Manejo Integrado de la Mosquita Blanca*. Memoria Científica Número 6. INIFAP-CIRNO. Ciudad Obregón, Sonora, pp. 113-118.

Martínez, J. L.; F. G. Rodríguez; F. J. Navarro y B. López 1998. "Establecimiento de un Manejo integrado para la Mosquita Blanca en Soya en el Norte de Sinaloa", *Folleto Técnico*. Número 14. Campo Experimental Valle del Fuerte. Juan José Ríos, Sinaloa, México.

Méndez J. 2003. *Virus en cultivos hortícolas en el norte de Sinaloa*. SAGARPA-Fundación Produce Sinaloa-CIIDIR-IPN-Gobierno del Estado de Sinaloa, Los Mochis, Sinaloa, pp. 21-34.

Menn, J. J. y F. R. Hall 1999. "Biopesticidas: present status and future prospects", en Hall, F. R. y J. J Menn (eds.) *Biopesticides use and delivery*. Humana Press. Totowa, New Jersey, pp. 1-10.

National Academy of Sciences. 1996. *Ecologically Based Pest Management; New Solutions for a New Century*. National Research Council. National Academy Press. Washington, D.C.

Pacheco, J.J. 1998. "Conceptualización y Organigrama de la Campaña Contra la Mosquita Blanca de la Hoja Plateada (*Bemisia argentifolii* Bellows & Perring)", en Pacheco, C.J.J. M.F. Pacheco (eds.) *Temas Selectos Para el Manejo Integrado de la Mosquita blanca*. Memoria Científica

fica, número 6. INIFAP-CIRNO. Ciudad Obregón, Sonora, pp. 149–154.

Palumbo, J.C.A.; Tonhasca Jr. y D. N. Byrne 1994. *Sampling plans and action thresholds for whiteflies on spring melons*. University of Arizona. IPM series, number 1, Tucson, Arizona.

Perring, T. M.; A. D. Cooper; R. J. Rodríguez; C. A. Farrar y T. Bellows 1993. "Identification of a Whitefly Species by Genomic and Behavioral Studies", *Science*. Volumen 259, pp. 74-79.

Salguero, V. 1993. "Perspectivas para el Manejo del Complejo Mosca Blanca-Virosis", en *CATIE. Las moscas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) en América Central y el Caribe*. Serie Técnica, número 205, pp. 20-26.

---

## ESTRATEGIAS PARA EL MANEJO DEL PICUDO O BARRENILLO DEL CHILE

**Roberto Gastélum Luque<sup>1</sup>**  
**Miguel López Meza<sup>1</sup>**  
**Tirzo P. Godoy Angulo<sup>1</sup>**  
**Fabián Avendaño Meza<sup>1</sup>**

### 1. Introducción

El picudo del chile (*Anthonomus eugenii* Cano Coleoptera: Curculionidae) es originario de México y fue descrito de especímenes colectados en Guanajuato.

Este insecto constituye una de las plagas más importantes de este cultivo en el país.

El insecto se dispersó de México a Texas, Nuevo México, Arizona, California, Florida y Georgia (Estados Unidos). Muy ocasionalmente se le puede encontrar a latitudes mayores.

En América Central se ha reportado en Guatemala, Nicaragua, El Salvador, Honduras y Puerto Rico.

En México se encuentra presente en casi todas las regiones productoras de todo tipo de chile y los mayores daños los causa en Guanajuato, Zacatecas, San Luis Potosí, Jalisco, Durango, Nayarit, Oaxaca, Chihuahua, Veracruz, Sonora y Sinaloa.

La importancia de esta plaga se debe al impacto económico que provoca, tanto en chile dulce como en picante.

Se estima que en Estados Unidos existen aproximadamente 47 mil hectáreas de chile susceptible al ataque de picudo y que se pierden anualmente alrededor de 20 millones de dólares a causa de esta plaga.

En 1985, se publicó que en México el insecto provocaba pérdidas por más del 75% de la producción, mientras que en 1991 se señaló que en México no existía información suficiente sobre su impacto económico, pero debido a que es la plaga que más daño causa a este cultivo, las pérdidas podrían ser mayores que en Estados Unidos.

En Sinaloa, durante los últimos cinco años, el picudo del chile ha

---

<sup>1</sup> Facultad de Agronomía de la Universidad Autónoma de Sinaloa.

ocasionado cuantiosas pérdidas en la producción de chile dulce en el valle de la Cruz de Elota y de picosos en la zona de Rosario y Escuinapa; recientemente esto ha ocurrido en los valles de Culiacán, Guasave y de El Fuerte.

En trabajos experimentales realizados en el valle de Culiacán, Sinaloa (durante 2007 y 2008), se encontró 100% de pérdidas de frutos de chile serrano en parcelas sin tratar con insecticidas, en abril y mayo.

La ausencia de frutos ocurrió porque durante este periodo hubo poblaciones muy altas de adultos y éstos se alimentaron de los botones florales, con lo que impidieron la floración y el amarre de frutos.

Según estimaciones de algunos técnicos y productores de chile *bell pepper* en La Cruz, Elota, Sinaloa, durante la temporada 2008-2009, los daños de esta plaga en frutos al momento de la cosecha oscilaron alrededor del 15% en algunos cortes, aun con el uso intensivo de insecticidas.

A estas cifras hay que agregarles las pérdidas ocasionadas por el desprendimiento de los botones y frutos dañados por la plaga.

La problemática ha inquietado a productores de este cultivo, técnicos, asesores y a las autoridades fitosanitarias estatales, a tal grado que ya es considerada como una emergencia fitosanitaria por las pérdidas cuantiosas que provoca y por el notable incremento en los costos de producción que involucra su control, además del impacto ecológico causado por el uso intensivo de insecticidas.

## 2. Descripción morfológica

El adulto mide ente 2.5 y 3 milímetros de largo y de 1.3 a 2 milímetros de ancho.

Recién emergido es de color café-rojizo y después de dos a tres días cambia a gris o negro, su cuerpo está cubierto con una fina pubescencia (escamas) amarilla, principalmente en el pronoto<sup>2</sup> y élitros<sup>3</sup>.

Su cabeza se prolonga hacia delante, a manera de un pico largo y curvo (*rostrum*); en el extremo se encuentran las piezas bucales, más largas que la cabeza y el tórax.

Tiene una espina sencilla en la mitad del fémur anterior, característica que lo distingue de otras especies.

La hembra se diferencia del macho porque tiene el pico más delgado y ligeramente más largo, aunque en general es menos puntiagudo y más brillante.

El huevecillo es ovalado y mide 0.53 milímetros de longitud y 0.39 de diámetro; recién ovipositado es blanco aperlado y posteriormente cambia a amarillo; el corión<sup>4</sup> es liso en apariencia, brillante, flexible y un poco duro.

2 Parte anterior superior del tórax.

3 Primer par de alas gruesas y resistentes que en reposo protegen al segundo par.

4 Envoltura externa del huevo.

La larva es ápoda<sup>5</sup>, blanca (recién emergida); completamente desarrollada es cilíndrica, ligeramente curvada, robusta, reducida en la parte anterior y ancha en la posterior; posee microespinas incospicuas (asperites).

Tiene la cápsula cefálica esclerosada, de color amarillo claro, más ancha que larga; el décimo segmento abdominal tiene forma de verruga, con abertura anal larga, en su desarrollo máximo mide aproximadamente 6 milímetros de longitud.

La pupa es exarata<sup>6</sup>, con el rostrum muy notable; mide de 3 a 4 milímetros de longitud, con alas, patas y pico parcialmente desarrollados; recién formada es blanca-cristalina y al madurar cambia a café-amarillo.

En la cabeza y en la parte lateral y apical del abdomen tiene sedas largas y fuertes.

## 3. Biología y hábitos

El apareamiento y oviposición empiezan a los dos o tres días después de la emergencia del adulto.

En una temporada es posible tener de tres a seis generaciones y si en la primavera y otoño se traslapan cultivos de esta hortaliza, el número de generaciones se incrementa.

Este insecto tiene un intervalo de acción limitado a áreas donde pueda encontrar hospederas alternantes en ausencia del cultivo de chile.

El tiempo de vida y el número de generaciones al año se determina principalmente por la disponibilidad de hospederas y por la temperatura.

Las hembras ovipositan posiblemente la mayoría de los huevecillos durante el día y evitan botones florales donde previamente han ovipositado otras hembras, para evitar la competencia entre larvas.

Prefieren frutos de 1.3 a 5 cm de diámetro.

Cuando la oviposición ocurre en frutos, dos o más adultos pueden utilizar el mismo, lo que explica la constante emergencia de adultos en frutos infestados.

En 1992 se señaló que las hembras depositan seis huevecillos por día y ovipositan un promedio de 340 huevos durante su vida, el periodo de oviposición es de más de 30 días en promedio.

Los huevecillos se encuentran insertados en botones florales y frutos; eclosionan en tres o cinco días.

Las larvas nacen dentro de estos órganos fructíferos, se alimentan del polen tierno, de la placenta y semillas del fruto hasta completar su desarrollo.

Pasan por tres instares en un periodo de 13 a 17 días.

El tiempo para el desarrollo de la larva es de 1.7, 2.2 y 8.4 días para

5 Carente de patas.

6 Pupa con apéndices libres.

el primero, segundo y tercer instar, aunque en el último pasa por una fase de prepupa y requiere de 4.9 días, por lo que la larva únicamente necesita alimento durante 7.4 días.

La pupa se encuentra dentro del botón floral o del fruto y requiere de tres a seis días para transformarse en adulto, que tarda entre cuatro horas y cuatro días para emerger.

Esta especie tiene un ciclo de vida de 21 a 25 días desde la oviposición a la emergencia del adulto, lo que depende de la temperatura y humedad relativa, lo favorecen las temperaturas cálidas y alta humedad.

En clima caluroso, una generación puede completar su ciclo en 13 días.

Algunos estudios indican que bajo condiciones normales de clima y con alimento disponible la longevidad de los adultos es de tres meses, mientras que en ausencia de alimento su longevidad es de una a tres semanas.

#### 4. Daños

El adulto comienza a alimentarse inmediatamente después de emerger, lo hace en botones florales, flores y frutos tiernos; en ausencia de éstos puede comer hojas tiernas (yemas terminales).

Cuando las densidades de adultos son muy altas no se forman frutos porque los picudos destruyen por completo los botones florales e inclusive pueden detener el crecimiento vegetativo de la planta al alimentarse de las yemas terminales.

El daño principal es causado por la alimentación de las larvas, que lo hacen dentro de botones florales y frutos en desarrollo; en el primer caso se alimentan del polen tierno y cuando atacan frutos lo hacen inicialmente del pericarpio y después de la semilla y placenta, según el tipo de chile.

En frutos atacados por larvas se observa en el exterior una pequeña invaginación<sup>7</sup> oscura y en el interior aparece una mancha necrótica que circunda el área donde se encuentran las semillas.

Los botones florales y frutos dañados se tornan amarillos y después se desprenden de la planta; también puede ocurrir la maduración prematura y la producción de frutos deformes.

Normalmente, los botones florales y frutos atacados caen al suelo, donde los adultos perforan con el *rostrum* la pared para salir, alimentarse y de esta manera continuar con la siguiente generación.

#### 4. Factores que favorecen el incremento de las poblaciones de picudo en las regiones productoras de chile en Sinaloa

##### 4.1. Destrucción incorrecta e inoportuna de las socas

En los últimos años, a raíz de la problemática causada por mosca

<sup>7</sup> De invaginar: Doblar hacia dentro los bordes de una vaina, de un tubo, de una vejiga o de otra cosa semejante.

blanca, la mayoría de los productores de hortalizas aplica herbicidas al follaje o fumigantes al suelo para quemar las plantas abandonadas.

Esta práctica es muy efectiva contra insectos que se alimentan del follaje, sin embargo, en el caso del picudo *A. eugenii* en el cultivo de chile resulta poco efectiva porque los huevos, larvas y pupas completan su desarrollo en los botones florales y frutos ya infestados que permanecen en la planta aun después de quemada, con lo que logran que el insecto se transforme en adulto y emigre en altas poblaciones a otros cultivos de chile o a la periferia de la parcela y montes aledaños, donde hay malezas hospederas que proporcionan refugio, alimento y su reproducción.

Para corroborar lo anterior, se efectuó un trabajo en La Cruz, Elota en abril y mayo de 2009; donde las plantas de chile bell pepper abandonadas (presentes en dos tramos de surco de 15 metros de longitud) se quemaron con el herbicida glyfosato y se cubrieron con malla.

Se colocaron tres trampas con feromona de agregación y atrayente alimenticio, que se han revisado tres veces.

Durante las primeras tres semanas después de establecida la investigación se han capturado 214 adultos de picudo, lo que da una estimación de 41 mil 373 picudos sobrevivientes por hectárea; este trabajo actualmente sigue en proceso.

Por otro lado, en relación al tiempo de destrucción de la soca, en muchos de los casos ésta no es destruida, si no hasta después de varios días, lo que permite que el adulto tenga alimento y continúe ovipositando en botones florales y frutos tiernos, al mismo tiempo que los inmaduros presentes en las plantas sin destruir continúan su desarrollo hasta transformarse en adultos, con lo que se incrementan las poblaciones que van a migrar al final de la temporada.

El 21 de abril se colectaron y se confinaron los frutos con síntomas de ataque de picudo y todos los botones florales pepper presentes en ocho plantas de chile *bell pepper* abandonadas y sin quemar.

Durante las primeras tres semanas emergieron 217 adultos de los frutos confinados cortados de las ocho plantas, con lo que se estima una población extremadamente alta por hectárea. Esta investigación también continúa.

##### 4.2. Sobrevivencia de altas poblaciones en hospederos alternos abundantes en ausencia del cultivo

En las principales zonas productoras de chile en Sinaloa, los adultos migran a mediados de la primavera, de los cultivos abandonados a las malezas hospederas de la periferia y de las parcelas aledañas, donde se alimentan y reproducen.

Después pasan a los matorrales, donde pueden refugiarse para sobrevivir y reproducirse en el verano en las hospederas alternas que se desarrollan durante las lluvias.



Las poblaciones más altas de adultos capturadas en trampas con feromonas de agregación y atrayente alimenticio (colocadas en la periferia de los campos con chile en La Cruz, Elota, Sinaloa) se registran entre el 24 de mayo y el 21 de junio, con promedios que oscilan entre 30 y 120 picudos por trampa.

La mayor captura ocurrió en la última semana de mayo y la primera de junio.

Por otro lado, en 2007 se encontró que la mayor captura de adultos se detectó durante junio, con una clara tendencia a disminuir su incidencia.

Entre la segunda quincena de mayo y la segunda quincena de agosto el promedio de picudos osciló entre 15 y 62 adultos por trampa, con lo que alcanzaron la mayor captura durante la segunda quincena de junio.

Como es de esperarse, a finales de verano y principios de otoño migran altas poblaciones de adultos sobrevivientes a los primeros cultivos de chile establecidos en septiembre, donde inicialmente se alimentan de las yemas terminales de las plántulas de chile y cuando inicia la formación de botones florales se alimentan y ovipositan en éstos, donde muchas veces pasan inadvertidos y se establece la primera generación fundatrix.

La sobrevivencia y reproducción del insecto se favorece por la presencia de una diversidad de hospederas silvestres que se desarrollan durante el verano con las lluvias.

En un estudio de 2002 se encontraron cinco hospederas del picudo del chile en la Cruz de Elota, todas de la familia de las solanáceas y del género *Solanum*.

Las especies registradas fueron chiquelite o hierba mora (*Solanum nigrum* L.), duraznillo o huevo de gato (*S. rostratum* Dunal), sacamantea (*S. madrense* Fernald), mala mujer (*S. tridynamum* Dunal) y (*S. axillifolium* Rose).

De las hospederas señaladas, se comprobó que el insecto se reproduce en ellas, con excepción de *S. rostratum*, pues se confinaron frutos dañados y se obtuvieron adultos del picudo del chile.

En 1987 se encontró en Florida (Estados Unidos) que *A. eugenii* se alimenta y puede ovipositar en hierba mora (*S. americanum*); en esta planta el insecto puede reproducirse durante siete meses (de febrero a agosto) en esa región.

Esta situación posiblemente sea muy parecida en Sinaloa, pues esta maleza es muy abundante durante la mayor parte del año en casi todas las regiones productoras de chile.

En un estudio de campo en Florida, en 1992 se registraron 20 especies de solanáceas como hospederas de *A. eugenii*, entre las más aceptadas se encontraron la hierba mora (*Solanum nigrum* L.), berenjena (*S. melongena* L.), mala mujer (*S. rostratum* Dunal), belladona (*S.*

*americanum* Mill.), trompillo (*S. eleagnifolium* Cav.), tomatillo (*Physalis* spp.) y *Capsicum* spp.

En 1991, un estudio dio como resultado que el insecto no completa su ciclo biológico en las solanáceas silvestres *S. eleagnifolium* y *S. rostratum*, pero que sí se alimentan de ellas.

#### 4.3. Tolerancia y/o resistencia a insecticidas

En 2002 se realizaron bioensayos en laboratorio para determinar la susceptibilidad del picudo del chile a varios insecticidas en Culiacán, Sinaloa.

Las poblaciones colectadas en las parcelas sometidas a estudio presentaron cierto grado de tolerancia a los insecticidas Azinfós metílico y Malation, con respecto a una colonia de picudos procedente de Ojinaga, Chihuahua, considerada susceptible.

La población de la parcela que se sometió a aplicaciones de Cyflutrín desarrolló una tolerancia de casi dos veces la dosis con respecto a la parcela sin tratar.

En la población de la parcela tratada en rotación de productos se registró tolerancia a Azinfós metílico.

El bioensayo propone tomar como línea base o punto de referencia los valores de 0.035, 0.052 y 0.175 microgramos por adulto, obtenidos en la parcela sin tratar para Cyflutrín, Clorpirifos etílico y Carbaril, respectivamente.

Posteriormente, en otro trabajo de 2004 se encontró un incremento en los niveles de tolerancia a Malation con adultos de *A. eugenii* procedentes del valle de Culiacán, Sinaloa, pues la dosis semiletal ( $DL_{50}$ ) fue cinco veces más alta a los de la colonia de referencia.

En 2004 se estudió en laboratorio la respuesta a insecticidas del picudo del chile (*A. eugenii*) colectados en La Cruz, Elota, Sinaloa, que reportan cierta tolerancia a Malation y Carbaril, pues las  $DL_{50}$  fueron 6.4 y 5.6 veces más altas que las colonias de referencia.

En esta investigación se encontró que los insecticidas más tóxicos fueron Clorpirifos etílico, Azinfos metílico y Cyflutrin, donde  $DL_{50}$  fue inferior a 0.012 microgramos por adulto.

En 2000 se reportó alta proporción de resistencia del picudo del chile procedente de Los Mochis, Sinaloa, a Carbaryl (325 X) y a Endosulfan (13 X), por lo que aconseja disminuir el uso de estos insecticidas para el control de dicha plaga.

Es posible que actualmente las fallas en el control de algunos insecticidas se relacionen con el incremento en los niveles de tolerancia a los mismos, ya que los productos antes señalados y otros (Oxamil, Tiame-thoxam, Criolita, etcétera) se siguen aplicando intensivamente contra la plaga en Sinaloa, por lo que la presión de selección continua incrementándose.

#### 4.4. Relajamiento en el control por el cambio en el patrón de uso de insecticidas

En los últimos años se ha incrementado el uso de insecticidas selectivos (Avermectina, Cyromazina, Buprofezin, Benzoato de emamectina, Spiromesifen, etcétera) contra el resto de las plagas que atacan el cultivo de chile.

La mayoría de estos productos no tiene ningún efecto contra el picudo del chile, en tanto que los insecticidas de amplio espectro aplicados anteriormente contra el resto de las plagas sí tenían cierto efecto contra el insecto.

Por otro lado, es evidente que también se ha intensificado el uso de productos biorracionales, como extractos vegetales, entomopatógenos, etcétera, debido a la imperiosa necesidad que se tiene de cuidar los ecosistemas y la salud del hombre.

Sin embargo, el uso de algunos de estos productos ha mostrado resultados erráticos e inconsistentes contra esta plaga a nivel experimental, como lo demuestran diversos autores.

En una investigación efectuada en el año 2000 se realizaron ocho aplicaciones de *Beauveria bassiana*, Clorpirifos etil y Cyflutrin contra picudo del chile en el valle de El Fuerte, Sinaloa, donde se encontraron 4.3, 2 y 1.9% de frutos de chile dañados por la plaga.

En 2002 se realizó un trabajo para el manejo de la principales plagas del cultivo de chile en La Cruz, Elota, Sinaloa, donde durante todo el desarrollo del cultivo de chile se efectuaron 12 aplicaciones de *Mentarrhizium anisopliae*, cuatro de *Beauveria bassiana*, 19 de extracto de ajo, 17 de Azadirachtina, 14 de extracto de pescado, cinco de *Verticillium lecani* y 21 liberaciones de *Catolaccus hunteri* en el tratamiento biorracional, para comparar con el químico convencional y con un testigo absoluto.

Esta investigación reportó que el mejor tratamiento contra picudo del chile fue el convencional, seguido del testigo absoluto y finalmente el biorracional.

En el sexto mes de evaluación se encontraron 9.87 adultos por 20 plantas en el biorracional y 8.06 y 0.56 adultos en testigo y convencional, respectivamente; mientras que en el séptimo mes hubo 45.25, 11.62 y 9.43 adultos en 20 plantas en los tratamientos biorracional, convencional y testigo, respectivamente.

En otro trabajo realizado en el valle de El Fuerte, Sinaloa, en 2004 se efectuaron siete aplicaciones de diversos productos biorracionales para el control de picudo del chile.

En este estudio se encontraron 2.5, 2.25, 2.1 adultos en 30 terminales fructíferas donde aplicaron *B. bassiana* (2 litros por hectárea), *M. anisopliae* (2 litros por hectárea) y extracto de nim (7.5 kg por hectárea, con dos horas de extracción), comparado con 1.75 y 0.62 adultos de la mezcla *M. anisopliae* (2 kg por hectárea) más Malatión (1 litro por

hectárea) y Malatión (1.5 litros por hectárea), respectivamente.

Otro problema que se está presentando con los insecticidas convencionales es la presencia en el mercado de diversas marcas comerciales para un mismo ingrediente activo, que en muchos de los casos no garantizan su calidad ni eficacia para el control de ésta y otras plagas que atacan los cultivos en la región.

En muchos de los casos, el productor y/o el técnico seleccionan estas marcas por el bajo costo o por otras circunstancias y si éstas no se formulan correctamente ni en la concentración deseada es de esperarse que el resultado no sea satisfactorio.

#### 5. Monitoreos y umbrales de acción

Antes de iniciar el planteo se recomienda que en las áreas adyacentes a la parcela se coloquen trampas amarillas con pegamento, feromonas de agregación y atrayente alimenticio, para detectar oportunamente las zonas de mayor incidencia de adultos y efectuar medidas eficientes de control.

En cultivos establecidos, la mayoría de los autores señalan que el muestreo debe iniciar al inicio de la floración y se basa en los conteos visuales de adultos encontrados en las yemas terminales de las plantas (extremos de las ramas donde se encuentran las hojas recién emergidas, botones florales, flores o frutos recién cuajados).

Los conteos se deben efectuar preferentemente durante las primeras cuatro horas de la mañana y dos veces por semana (lunes y jueves) para dar oportunidad de conseguir y aplicar los productos.

Si consideramos que los primeros adultos pueden llegar al cultivo de chile recién plantado y alimentarse de las hojas para posteriormente ovipositar en los primeros botones florales, es conveniente iniciar los monitoreos durante la primera semana de establecido el cultivo y, en caso de detectar los primeros adultos colonizadores, tomar las medidas fitosanitarias pertinentes.

Los patrones de agrupación en agregados del picudo del chile en campo hacen su localización más difícil.

Se recomienda revisar el cultivo entre la 6:00 y 10:00 horas de la mañana, debido a que más tarde los adultos se esconden.

Además, un cultivo se debe explorar durante un mínimo de media hora, si se encuentra un picudo en menos tiempo las medidas de control se justifican.

El insecto se presenta con mayor frecuencia en los márgenes del cultivo, por lo que se recomienda realizar los muestreos en los alrededores para tener una mejor idea del grado de infestación.

Los adultos, por lo general, se encuentran en los mismos lugares muestreados cada semana, es importante localizar estas áreas de mayor incidencia para determinar el tipo de control.

Los métodos para detectar la actividad del picudo incluyen

inspeccionar las yemas terminales o grupos de yemas, utilizar trampas amarillas para adultos, hacer conteos directos de adultos con inspección de plantas completas y buscar daños por alimentación u oviposuras en las yemas

Los estudios de relación entre daño y niveles de infestación del picudo del chile indican que se pueden usar algunos de los siguientes umbrales de daño para prevenir golpes económicos: 5% de botones florales dañados.

Cuando se observa un picudo por cada 200 plantas muestreadas, al revisar dos botones por planta; si se encuentra un picudo o más en un muestreo total de 25 plantas y si se localiza un picudo en media hora de revisión continua de botones florales terminales.

Algunos investigadores estiman que el nivel de daño económico es de 0.01 adulto por planta.

El recorrido de la parcela durante el muestreo y la forma de muestrear varían notablemente aun en la misma región.

Si consideramos que el patrón de distribución de esta plaga es en agregados, es posible que la toma de muestras al azar no sea la más adecuada.

La experiencia ha demostrado que el muestreo sistemático puede ser más eficiente, pues permite una revisión más completa y homogénea de las plantas en los surcos por cada una de las tablas en las que se divide la parcela, esto ayuda a localizar más fácil los focos de infestación y a darles seguimiento.

## 6. Estrategias para el manejo integrado

**Legal.** Evitar siembras extemporáneas, ya que las plantaciones tardías son generalmente más afectadas por esta plaga.

Para prevenir focos de infestación en la próxima temporada se deben destruir rastrojos (plantas de chile improductivas comercialmente) mediante desvares y barbecho, inmediatamente después de dar el último corte y hacer aplicaciones de insecticidas eficientes antes de iniciar su destrucción.

Es recomendable esperar dos o tres meses después de la eliminación de rastrojos antes de iniciar una nueva plantación de chile, con la finalidad de romper el ciclo de vida del picudo. También se deben evitar siembras escalonadas en una región.

El picudo del chile *A. eugenii* es una de las plagas incluidas en la Norma Oficial Mexicana Nom-081- Fito 2001 (2002), que regula el manejo y eliminación de los focos de infestación de plagas mediante el establecimiento y reordenamiento de fechas de siembra, cosecha y destrucción de socas.

En Sinaloa, sobre todo en las zonas más problemáticas con la plaga, se debe ajustar la fecha de siembra de chile propuesta actualmente en la ventana fitosanitaria.

También se deben implementar medidas enérgicas para que las socas de primera etapa se destruyan exclusivamente mediante el desvare y barbecho, durante los primeros 15 días de abandonado el cultivo y no esperar a que se aproxime el inicio de la ventana fitosanitaria para realizarla.

**Etológico.** Esta estrategia de manejo se puede llevar a cabo mediante la utilización de trampas de color amarillo con feromona de agregación y atrayente alimenticio usadas para el monitoreo y la captura masiva en las áreas de mayor infestación, sobre todo en las zonas de refugio de la plaga.

El objetivo de la captura masiva es disminuir las poblaciones actuales en perjuicio de las próximas generaciones.

Como medida profiláctica se recomienda que al iniciar la destrucción de la soca se coloquen pancartas amarillas y la feromona de agregación, en la periferia de la parcela, para capturar la máxima cantidad de adultos que están migrando a zonas de refugio y de esta manera iniciar en la próxima temporada con una menor cantidad de adultos colonizadores.

La altura de las trampas para monitoreo no debe de ser superior a los 70 cm.

**Cultural.** Es conveniente coleccionar y destruir los frutos dañados, lo más frecuentemente posible, a fin de eliminar los diferentes estados biológicos del barrenillo que ahí se encuentran.

Asimismo, se considera importante la destrucción de los residuos de la cosecha y de todas las solanáceas silvestres señalada anteriormente como hospederas, con el objetivo de eliminar una buena parte de las poblaciones que sobreviven en ausencia del cultivo.

Por otra parte, el desvare y barbecho durante los primeros 15 días de haber dado el último corte es útil para destruir y enterrar los frutos infestados y reducir la emergencia y migración de adultos a las hospederas alternantes.

Los frutos dañados se pueden destruir quemándolos o enterrándolos en el suelo a una profundidad de 40 cm, o bien colocándolos dentro de bolsas de plástico transparentes y exponerlos al sol durante un día.

En los empaques se debe colocar equipo especial para triturar toda la rezaga de chile y de esta manera destruir la plaga para evitar que se regrese al campo.

**Biológico.** En 1986 se realizaron estudios de campo en Florida sobre el control biológico del picudo del chile, que reportaron que únicamente se detectó a *Catolacus hunteri* parasitando a la plaga.

Esta especie fue encontrada en el interior de flores de chile tipo bell atacando larvas de último instar, en las que causó un 5% de parasitismo.

En 1992, investigadores documentaron el parasitismo en estados inmaduros de *A. eugenii* por *C. hunteri* en campos de Florida, en chile

*bell pepper*; evaluaron la presencia de parasitoides en botones florales y frutos pequeños caídos por los daños de larvas del picudo del chile y encontraron que en parcelas experimentales tratadas con el insecticida Oxamil (con un umbral de acción de uno y dos adultos por cada 200 yemas terminales) aumentó el número de *C. hunteri* en frutos caídos.

El impacto de este parasitoide fue mayor en frutos menores de 2.5 cm de diámetro debido a que la barrera física del pericarpio es menor, lo que permite localizar a los huéspedes con mayor eficiencia.

El uso intensivo de insecticidas de acción amplia afectan seriamente a estos parasitoides, como se reporta en estudios de 2004, donde se encontró en el valle de Culiacán que las aspersiones periódicas (dos veces por semana) de Cyflutrin y la rotación con Azinfos metil, Clorpirifos etil, Cyflutrin, Endosulfán y Paration metílico contra picudo del chile eliminaron a *Catolaccus* spp. durante marzo y abril, que fue cuando se hicieron las aplicaciones.

En mayo, el parasitismo empezó a incrementarse y éste fue más notable en junio, cuando hubo 40.5 y 38.6% de parasitismo, respectivamente; en el testigo absoluto, éste fue de 64.4%.

En el valle de Culiacán y en el municipio de Elota, Sinaloa, se encontraron cinco especies de himenópteros parasitoides de *A. eugenii* asociados al cultivo de chile; éstos fueron *Pteromalus* (= *Catolaccus*) *hunteri* (Pteromalidae), *Eurytoma* sp. 1 y *Eurytoma* sp. 2, *Eupelmus* sp. (Eupelmidae) y *Telonomus* sp.

El mayor porcentaje de parasitismo por fecha de colecta se registró con *P. hunteri* y fue de 8.64 en el valle de Culiacán, en marzo de 2003, y 9.7 en el municipio de Elota en junio del mismo año.

El resto de los parasitoides ejercieron un parasitismo inferior al 1.5% en ambas regiones, excepto *Eurytoma* sp. 1 que tuvo 5.5% en el municipio de Elota.

En el norte de Sinaloa se reportan cinco especies de parasitoides atacando picudo del chile *A. eugenii*, estas son: *C. hunteri*, *Eupelmus* sp. (Eupelmidae), *Eurytoma* sp. y *Bracon* sp. (Braconidae); la especie más abundante fue *C. hunteri*, con un parasitismo que osciló entre 1.3 y 2.4% en las dos temporadas estudiadas, mientras que el resto de los parasitoides tuvieron menos del 0.4% de parasitismo.

Los resultados obtenidos en Sinaloa muestran que el parasitoide más común y efectivo es *C. hunteri*; sin embargo, en general, los porcentajes de parasitismo son bajos, excepto en un trabajo realizado en 2004.

El parasitismo es más notorio al final de la temporada y cuando los cultivos de chile se abandonan, quizás porque ya no se aplican insecticidas intensivamente o ya dejaron de usarse o es probable que las temperaturas tengan efectos significativos para el establecimiento de los parasitoides, situación que debe investigarse.

A pesar de lo anterior, no debe descartarse el uso de parasitoides dentro de un programa de manejo integrado, pero faltan trabajos de

investigación que validen la eficiencia de éstos, para que sean utilizados por los agricultores.

**Químico.** Cuando las larvas del picudo del chile están dentro del fruto no se pueden controlar, por lo tanto el buen manejo de esta plaga depende del monitoreo cuidadoso de las poblaciones de adultos y de su control mediante insecticidas, antes que las hembras ovipositen.

Las aplicaciones de insecticidas deben realizarse muy temprano por la mañana o al atardecer, cuando el insecto se encuentre sobre la superficie de la planta.

Al momento de seleccionar el insecticida a usar se deben escoger productos de eficacia comprobada.

En el Cuadro 1 se indican algunos de los insecticidas autorizados para el control de esta plaga.

**Cuadro 1. Insecticidas autorizados para el control del picudo del chile en México y Estados Unidos.**

Producto	Grupo*	Días a corte	Tolerancia (en ppm**)	México	Estados Unidos
Oxamyl	1 A Carbamatos	7	2	Sí	Sí
Carbaryl	1 A Carbamatos	Sin límite	5	Sí	Sí
Malation	1 B Organofosforados	3	8	Sí	Sí
Clorpirifos	1 B Organofosforados	7	1	Sí	Sí
Azinfos metil	1 B Organofosforados	21	0.3	Sí	Sí
Permetrina	3 B Piretroides	3	0.5	Sí	Sí
Cyflutrin	3 B Piretroides	7	0.5	Sí	Sí
Z-cypermethrina	3 B Piretroides	1	0.2	Sí	Sí
Tiamethoxam	4 A Neoticotinoides	0 14	0.25	Sí	Sí
Cryolite	7 A Cryolita	0***	7	No	Sí
Diflubenzuron	17 A Benzoilureas	7	1	No	Sí

\* Clasificación de los insecticidas por su modo de acción, según el Comité de Acción para la Resistencia a los Insecticidas (IRAC).

\*\* Partes por millón.

\*\*\* Si el empaque tiene sistema de lavado de frutos.

- Inhibidores de la acetilcolinesterasa.
- Moduladores de los canales de sodio.
- Agonistas/antagonistas de los receptores acetilcolina nicotínicos.
- Compuestos con un modo de acción desconocido o no específico (bloqueadores de la alimentación).
- Inhibidores de la síntesis de quitina tipo 0, lepidóptera.

Se debe tener cuidado con el uso de estos productos porque existen reportes de que en Sinaloa el picudo del chile mostró tolerancia a varios de ellos, por lo que se sugiere hacer rotación según los grupos propuestos por IRAC.

Como productos biorracionales se encuentran en el mercado

repelentes a base de extractos vegetales (ajo, nim, etcétera) y animal (aceite de pescado), algunos hongos entomopatógenos (*Metahizium anisopliae* y *Beauveria bassiana*), que son utilizados por algunos productores contra esta plaga.

Se recomienda seguir evaluando la eficiencia de estos productos y valorar la participación que tienen en los programas de manejo integrado, ya que en los estudios hechos en Sinaloa la eficiencia contra esta plaga es muy limitada e inconsistente

## Bibliografía

Andrews, K. L.; A. Rueda; G. Gandini; S. Evans; A. Aranga y M. Avedillo 1986. *A supervised control programme for the pepper weevil, Anthonomus eugenii Cano, in Honduras, Central America*. Trop. Pest. Mmag.

Avendaño, M. F. 2002. *Susceptibilidad del picudo del chile Anthonomus eugenii Cano a insecticidas*. Tesis de Maestría en Ciencias de la Producción Agrícola, opción Protección Vegetal. Facultad de Agronomía. Universidad Autónoma de Sinaloa. Sinaloa, México, pp. 10-48.

Avendaño, M. F.; R. Gastélum; M. López M.; T.P. Godoy; M. Yáñez y V. Acosta 2004. "Respuesta a insecticidas en poblaciones de picudo del chile *Anthonomus eugenii* Cano (Coleoptera:Curculionidae) procedentes de Culiacán, Sinaloa", en *Memoria del VII Congreso Internacional en Ciencias Agrícolas*. UABC-Instituto de Ciencias Agrícolas. Mexicali, B.C, pp. 587-59.

Avilés, M. C.; M. L. Avilés; J. J. Pérez; U. Nava y F. S. Velarde 2007. "Fluctuación poblacional del picudo del chile *Anthonomus eugenii* Cano, en la Cruz de Elota, Sinaloa", *Memoria de la cuarta convención mundial de chile*, pp. 143-149.

Bolaños, A. R. y H. E. Aranda 1991. "Estudios de aspectos biológicos de *Anthonomus eugenii* Cano (Coleoptera:Curculionidae) en relación con la fenología de su hospedero *Capsicum annum* L.", *Resúmenes del XXVI Congreso Nacional de Entomología*. Universidad Cristóbal Colón. Veracruz, pág. 81.

Cortéz-Mondaca, E. y E. Cabanillas-Duran 2005. "Parasitismo natural del picudo del chile *Anthonomus eugenii* Cano (Coleoptera:Curculionidae) en el norte de Sinaloa, México", en *Segunda Convención Mundial de Chile*. Plagas, pp. 125-130.

Cortez-Mondaca E. y Cabanillas-Duran 2004. "Insecticidas biorracionales para el control del picudo del chile *Anthonomus eugenii* Cano (Coleoptera:Curculionidae)", *Entomología Mexicana*. Volumen 3. SME, pp. 527-530.

Corrales M., J. L. 2002. *Estrategias biorracionales para el control de plagas en chile en la región de la Cruz de Elota, Sinaloa*. Tesis de doctorado. Instituto de Fitosanidad. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Estado de México.

Coto, D. 1996. "El picudo del chile *Anthonomus eugenii* Cano, su reconocimiento y posible manejo", en *Manejo integrado de plagas (Costa Rica)*. Número 42.

Elmore, J. C.; A. C. Davis y R. E. Campbell 1934. "The pepper weevil. U. S. D.", *A. Tech. Bull.* Número 417.

Gastélum-Luque, R; F. Avendaño-Meza; J. F. Rodríguez-Vázquez; M. López-Meza y T.P. Godoy-Angulo 2004. "Tolerancia a insecticidas en "picudo del chile" *Anthonomus eugenii* Cano, procedentes de la Cruz de Elota, Sinaloa", *Entomología Mexicana*. Volumen 3. SME. Pp. 728-731.

Gómez, O. C. 2000. Control químico del picudo del chile *Anthonomus eugenii* Cano (Coleoptera:Curculionidae) en chile jalapeño, híbrido Mitla, para el valle del Fuerte, Sinaloa. *Memorias del XXXV Congreso Nacional de Entomología*. SME. Pp. 435-438.

Guerrero R., E., R. Flores V., V. M. Sánchez V. 2000. "Niveles de susceptibilidad de *Anthonomus eugenii* Cano a insecticidas de cuatro grupos toxicológicos de diferentes estados de México", *Memoria del XXXV Congreso Nacional de Entomología*. SME. Pp. 335-338.

López M., M.; R. Gastélum; F. Avendaño; T. P. Godoy y J. L. Corrales 2004. "Respuesta de *Catolaccus* spp parasitoide del picudo del chile (*Anthonomus eugenii* Cano) a diferentes insecticidas", *Memorias del VII Congreso Internacional en Ciencias Agrícolas*. UABC. Instituto de Ciencias Agrícolas. Mexicali, B. C., pp. 592-595.

Morón, A y R. Terrón 1988. *Entomología práctica*. Instituto de Ecología. México, DF. Sociedad Mexicana de Entomología. Nom-081- Fito 2001 y 2002. Norma Oficial Mexicana. Diario Oficial de la Federación.

Pacheco, M. F. 1985. *Plagas de los cultivos agrícolas en Baja California*. SARH, INIA, Campo agrícola Experimental del Valle del Yaqui. Ciudad Obregón, Sonora.

Pacheco, M. F. 1994. *Plagas de los cultivos oleaginosos en México*. SARH. INIFAP, CIANO. 600 p.

Patrock R. J. y D. J. Schuster 1987. "Field survey the pepper weevil *Anthonomus eugenii* Cano on nightshade", *Proc. Fla. State Hort. Sci. Soc.*, pp. 217-220.

Patrock, R. J. y D. J. Schuster 1992. *Feeding, oviposition and development of the pepper weevil (Anthonomus eugenii Cano), on select species of Solanaceae*. *Trop. Pest Management*, pp. 65-69.

Pérez, P. P. 2006. *Evaluación de parasitoides del picudo del chile Anthonomus eugenii Cano (Coleoptera:Curculionidae) en el centro de Sinaloa, México*. Tesis de doctorado en Ciencias. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Estado de México. 76 p.

Riley, D. G.; D. J. Schuster y C. S. Bartfield. 1992. "Sampling and dispersion of pepper weevil adults, *Anthonomus eugenii* Cano (Coleoptera:Curculionidae)", *Environmental Entomology*, pp. 1013-1021.

Riley, D. G. 1992. "The pepper weevil and its management", *Texas Agricultural Extension Service*. The Texas A & M. University System. Coll. Stat. Texas.

Riley, D. G. y E. King 1994. "Biology and management of the pepper weevil: a review", *Trends in Agricultural Science*, pp. 109-121.

Saunders, J.; Daniel T. Coto y Andrew B. S. King. 1998. "Plagas invertebradas de cultivos anuales alimenticios en América Central", *Serie técnica. Manual técnico*. Número 22. CATIE. Turrialba Costa Rica.

Segarra-Carmona, A. E. y A. Pantoja 1988. "Sequential sampling plan, yield lost components and economic threshold for the pepper weevil *Anthonomus eugenii* Cano (Coleoptera:Curculionidae)", *Journal Agriculture*, University of Puerto Rico, pp. 375-385.

Wilson, R. J. 1986. *observations on the behavior and host relations of the pepper weevil Anthonomus eugenii Cano (Coleoptera: Curculionidae) in Florida*. M. S. Thesis, University of Florida.

---

## MANEJO DE PATÓGENOS DEL SUELO EN HORTALIZAS

José Guadalupe Valenzuela Ureta<sup>1</sup>

### Introducción

Las plantas cultivadas crecen, se desarrollan y expresan su máximo rendimiento, sólo cuando se les cultiva bajo condiciones favorables de temperatura, luz, humedad y nutrientes.

Aunque también se les debe proteger de los organismos que compiten con ellas por espacio, agua y elementos nutricionales disponibles en el suelo, así como de los diferentes parásitos que las afectan.

El fin principal en todo el sistema de control de invernadero, ya sea del clima, fertilización, riego o de la mecanización, es la obtención de un máximo rendimiento y calidad por unidad de superficie en un periodo de tiempo limitado.

El ambiente controlado de un invernadero provee un nivel de manejo que no es posible bajo condiciones de campo abierto.

Muchos factores que afectan el desarrollo de las plantas, como la fertilidad del suelo y humedad disponible, son fácilmente ajustados para lograr plantas vigorosas y sanas.

Asimismo, el invernadero también provee condiciones ideales para la dispersión de algunas enfermedades e insectos, lo que hace que el control de éstos sea una parte fundamental de la producción.

Aunque la meta principal de la producción en invernadero sea lograr utilidades, hay otras consideraciones que demandan atención, como son lograr productos que no representen riesgos en la salud de los consumidores, proveer protección a los trabajadores y evitar la contaminación ambiental por el uso de plaguicidas.

Para que una enfermedad se desarrolle en una planta deben estar presentes varias condiciones: Una planta susceptible, un organismo patogénico, un buen mecanismo de distribución del organismo y un

---

<sup>1</sup> Asesor independiente.

ambiente apropiado para que ésta exista.

Cuando las condiciones son apropiadas, la infección ocurre y el agente de la enfermedad se establece.

La elección del método apropiado de manejo debe basarse en el conocimiento preciso del patógeno causante de la enfermedad, su ciclo de vida, tiempo de infección, la parte de la planta involucrada, el método de distribución del agente, pasado, presente y futuro de las condiciones ambientales y ciertas consideraciones económicas.

Las técnicas de manejo incluyen el uso de variedades o híbridos resistentes, el uso de suelos no infestados o rotaciones prolongadas, esterilización del suelo con calor o químicos; uso de semilla limpia (certificada o producida en áreas libres de la enfermedad); tratamiento de la semilla con calor o químicos; control de insectos y malezas; uso de agentes de control biológico y tiempos apropiados y aplicación de fungicidas y nematicidas.

El manejo eficiente de las enfermedades requiere la prevención o, si esto no es posible, reducir la dispersión de la enfermedad una vez que ésta ha ocurrido.

### ¿Qué podemos hacer para prevenir la aparición de una enfermedad o reducir el riesgo de una epidemia al principio de la estación de cultivo?

Por muchos años se han recomendado nueve procedimientos que tienen su respectivo porcentaje de importancia en el contexto global del manejo de enfermedades de vegetales.

#### Cuadro 1. Porcentaje de importancia de nueve procedimientos para el manejo de enfermedades.

Estrategia	Porcentaje
Rotación de cultivos	30%
Aspersiones cuando son requeridas	20%
Tratamiento de semillas	15%
Uso de semilla limpia	10%
Plantar variedades resistentes	5%
Control de malezas	5%
Aireación del suelo	5%
Drenaje y fertilización del suelo	5%
Prácticas de saneamiento	5%

Es claro que no todas las enfermedades de un cultivo en particular pueden ser controladas siguiendo los anteriores procedimientos. Sin embargo, la extensión de la enfermedad y los consecuentes costos de control pueden ser reducidos significativamente por el seguimiento de estos procedimientos tanto como sea posible.

Debe de notarse que esta estimación indica que las aplicaciones son solo responsables del 20% del control de las enfermedades. Usando

las otras técnicas, las cuales contribuyen con el 80% del control de la enfermedad, no solamente pueden mejorar ampliamente el manejo de la enfermedad, sino que también reducir los costos de aplicación y mejor calidad de las cosechas.

### Tácticas de manejo de enfermedades

#### Rotación de cultivos y labranza

La rotación de los campos con diferentes cultivos cada año no es sobreenfatizar a esta estrategia como la más importante y de fácil implementación.

Esta práctica evita el establecimiento de ciertos patógenos de plantas en el suelo.

La elección de cultivos no relacionados en la rotación incluye al frijol, maíz, vegetales de hoja, cucurbitáceas y crucíferas.

Un buen esquema de rotación para nematodos en vegetales podría ser con cultivos para grano (como el maíz) o forrajes en un periodo de al menos dos estaciones de cultivo.

Algunos patógenos del suelo no son fácilmente controlados por rotación.

Tales enfermedades son causadas por patógenos que producen estructuras que pueden resistir el efecto del tiempo y cultivos no hospedantes.

Otros patógenos tienen un amplio rango de hospedantes que pueden sobrevivir indefinidamente debido a que muchos cultivos y malezas le sirven como hospedantes, como *Rhizoctonia*, *Sclerotinia* y *Verticillium*.

Otros patógenos no son afectados por la rotación porque pueden sobrevivir en otras áreas y ser introducidos cada año.

Muchos patógenos pueden sobrevivir exitosamente en asociación con residuos de cosecha y son incapaces de hacerlo una vez que el material se ha descompuesto.

#### Variedades resistentes

El empleo de variedades resistentes está entre los métodos de control de enfermedades más económicos que existen.

Aunque no hay variedades resistentes disponibles para todos los problemas de enfermedades, esta opción debe ser usada siempre que sea posible.

Por ejemplo, se tiene la resistencia a la mancha bacteriana del chile.

El uso de variedades resistentes para enfermedades foliares puede prevenir gastos y consecuencias ambientales por la aplicación de agroquímicos.

#### Semillas y plántulas sanas

Una regla básica para el control de enfermedades de plantas es iniciar

cada estación de cultivo con semilla y plantas sanas.

Un cultivo establecido con plantas infectadas o infestadas puede contaminar totalmente un campo.

La introducción de material enfermo como fuente de inóculo primario en el campo podría incrementar ampliamente la oportunidad de una epidemia, que resultaría en la reducción de rendimiento, baja calidad de la cosecha y costos agregados de control.

Aunque las enfermedades pueden ser introducidas por semilla de compañías comerciales, este tipo de semilla es la más confiable.

Guardar semilla de estaciones previas de un cultivo es una forma certera de preservar una enfermedad año tras año.

El tratamiento de semilla es muy importante para obtener un buen inicio en la producción.

Muchos proveedores de semilla tratan la tratan antes de hacer las ventas al productor, si no es el caso, el productor también puede hacerlo.

El uso de semillas y trasplantes sanos puede ayudar al productor a reducir sus costos y el daño ambiental por la aplicación de fungicidas.

Frecuentemente, cuando una afectación se inicia en el campo como consecuencia de un trasplante enfermo, el daño o pérdida de cosecha podría continuar sin importar el tratamiento que se efectúe.

### Otras prácticas culturales

Existen otras prácticas que se pueden aplicar para lograr condiciones menos favorables para el desarrollo y dispersión de la enfermedad.

Éstas incluyen el planteo después del tratamiento del suelo con calor, selección de suelos bien drenados, usar camas bien levantadas, reducción de densidades de población, control de malezas, programación de riegos cuando el follaje pueda secarse más rápido, evitar daño en raíces por labores de cultivo y orientación de la plantación.

### Principales enfermedades del cultivo del tomate

#### **Damping off o secadera**

La secadera de plántulas (*Phytophthora*, *Pythium* y *Rhizoctonia* spp.) en invernadero puede ocurrir como resultado de la presencia del o los patógenos en el sustrato o en el agua de riego.

**Síntomas.** Las plántulas pueden mostrar un colapso en la región del hipocotilo y sistema radical.

Es común que aparezcan manchones de plantas que inicialmente presentan un marchitamiento repentino, que se doblan y mueren debido al estrangulamiento del tallo a nivel del suelo.

**Epidemiología.** La fuente de inóculo inicial de esta enfermedad es el suelo o sustrato que se emplea para la producción de las plántulas en el invernadero, así como los suministros de agua que pueden venir contaminados por alguno de los patógenos.

Por otro lado, es probable la presencia de estos patógenos en residuos de raíces y suelo que permanecen adheridos a las charolas de producción de plántula.

La enfermedad se dispersa rápidamente bajo condiciones de alta humedad en el suelo, sobre todo cuando los riegos son demasiado pesados.

**Control.** En condiciones de invernadero es aconsejable la desinfección apropiada del sustrato, charolas y agua de riego y sobre todo evitar los riegos excesivos.

### Cuadro 2. Sugerencias para prevenir ataque de plaga en tomate.

Opciones de manejo	Recomendaciones
Monitoreo	Registros de humedad y ocurrencia de la enfermedad
Umbral	Inicio de lesiones
Variedades resistentes	No disponibles
Selección de semilla y tratamiento	Opciones no viables de manejo
Saneamiento	Limpieza y tratamiento de charolas y agua de riego
Manejo ambiental	Control del volumen de riego y frecuencia

#### Tratamiento químico

Compuesto	LMP
Metalaxyl	1 ppm
Captán	25 ppm
Propamocarb.	1 ppm (en tomates)
Dimethomorph	1.5 ppm

Donde ppm es partes por millón y LMP: Límite Máximo Permitido.

Para prevenir el ataque es necesario tratar el sustrato y aplicar fungicidas durante los primeros riegos de la plántula.

### Pudrición de la corona

Los síntomas consisten en amarillamiento tenue del borde de las hojas más viejas, que posteriormente progresa a las hojas superiores.

El amarillamiento avanza en dirección a la nervadura central y el tejido afectado muere.

Algunas plantas se marchitan rápidamente y mueren al madurar los primeros frutos.

La raíz primaria, al igual que las raíces secundarias, pueden podrirse por completo. En la raíz principal, la necrosis se extiende a la corona y puede ascender hasta 30 cm.

El hongo posee potencial más destructivo que la marchitez por *Fusarium* por presentar mayor capacidad patogénica, de supervivencia y diseminación.

En inoculaciones artificiales ha mostrado tener un amplio rango de



hospedantes. En condiciones de campo se carece de estudios al respecto.

La pudrición de la corona puede ser una enfermedad grave en suelos tratados con vapor de agua caliente o fumigantes, debido a que el hongo tiene la capacidad de recolonizar rápidamente los suelos tratados.

No es posible diferenciar a *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*

### Cuadro 3. Sugerencias para el control de *Fusarium*.

Opciones de manejo	Recomendaciones
Monitoreo	Búsqueda del hongo en suelo, agua y semilla
Umbral	No disponible
Variedades resistentes	Algunas variedades resistentes disponibles
Selección del sitio	Suelos sin antecedentes de la enfermedad
Saneamiento	Tratamiento del suelo o sustrato mediante fumigación o vapor

*ci* (Fol) y *Fusarium oxysporum* f. sp. *radicis-lycopersici* con base a su morfología. Sin embargo, hay diferencias notables en patogenicidad, síntomas y rango de hospedantes.

### Marchitez por *Fusarium*

Esta enfermedad es de distribución cosmopolita y en muchos países se ha considerado como una de las más destructivas, principalmente en periodos en que no se dispone de variedades resistentes a los biotipos del momento.

**Sintomatología.** La enfermedad consiste en una marchitez que a nivel de campo inicia con amarillamiento ascendente del follaje; las hojas más viejas pueden mostrar el amarillamiento en la mitad de los folíolos, que al avanzar los cubre por completo, las hojas y ramas son invadidas, se deshidratan, se marchitan y mueren.

Las plantas enfermas muestran pudrición de raíces y los tejidos conductores se tornan de color café, con necrosis interna que se extiende a lo largo de los tallos hasta las ramas superiores.

Bajo condiciones de campo, los síntomas inician en floración y se intensifican al generalizarse la producción de frutos.

La enfermedad normalmente permite que haya producción pero acorta el ciclo productivo de las plantas, la producción se reduce y la calidad de la fruta es afectada severamente.

**Etiología y epidemiología.** El patógeno causante de la enfermedad es el hongo *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*, que tiene tres razas fisiológicas que son morfológicamente idénticas y sólo varían en su patogenicidad.

El hongo es un Deuteromycete que produce tres tipos de esporas asexuales (microconidias, macroconidias y clamidosporas).

Este hongo es habitante del suelo. Sus clamidosporas germinan y

penetran a las raíces de la planta por heridas.

El patógeno se puede diseminar en la semilla, suelo, adherido a implementos agrícolas, en partes de plantas infectadas y en el agua de riego.

La enfermedad es favorecida por temperaturas entre 25 y 32°C y humedad alta del suelo.

El patógeno produce principalmente tres toxinas (ácido fusárico, lico-marasmina y vasinfuscarina), que son responsables del amarillamiento del follaje, necrosis vascular y muerte de la planta.

**Control.** La medida de control más eficiente es el uso de variedades resistentes.

Casi todas las variedades disponibles en la actualidad son resistentes a la raza 1, la mayoría son resistentes a las razas 1 y 2 y muy pocas a la raza 3.

Al parece, las variedades FA-380 Sebring y Soraya son resistentes a todas las razas.

Otras medidas que pueden ser de utilidad son plantar en suelos donde la enfermedad no existe, usar semilla libre del patógeno, solarización y fumigación del suelo.

### Agallamiento de la raíz

Los nematodos fitoparásitos son gusanos microscópicos que se alimentan de las raíces de las plantas.

Estos sobreviven en el suelo y tejidos de plantas.

El nematodo agallador *Meloidogyne incognita* tiene un amplio rango de plantas hospederas y se desarrolla en áreas de clima cálido.

La presencia de elevadas poblaciones del nematodo puede causar reducciones significativas de la producción.

**Síntomas.** El ataque de nematodos se manifiesta en plantas como manchones cloróticos, achaparramiento y marchitamiento.

Estos síntomas pueden ser similares a los causados por otros patógenos del suelo, sin embargo, la evidencia más clara del ataque de *Meloidogyne* es el desarrollo de agallas en el sistema radical de la planta infectada.

**Epidemiología.** La alimentación de las larvas recién eclosionadas de los huevecillos se inicia cuando éstas se ponen en contacto con las raíces de las plantas.

Las larvas hembras se establecen de manera permanente en la raíz, con lo que causan que las células alrededor comiencen a agrandarse y dividirse, lo que da lugar a células gigantes.

Las hembras fecundadas o no por los machos empiezan a producir huevos dentro o fuera de la raíz.

El ciclo completo puede durar 25 días a una temperatura de 27°C, pero puede prolongarse a temperaturas superior o inferiores.

**Control.** Para tomar decisiones de manejo, es importante conocer la

especie de nematodo presente.

Si el cultivo anterior presentó problemas por el ataque de nematodos (que se sabe son también parásitos de Chile) es probable que las poblaciones presentes sean lo suficientemente elevadas para causar un daño grande en el siguiente cultivo.

La rotación de cultivos puede no ser fácilmente implementada debido al amplio rango de hospedantes, pero es conocido que la rotación prolongada con gramíneas contribuye a reducir significativamente las poblaciones, por lo que se pueden establecerse chiles sin necesidad de tratamientos específicos para el control de nematodos.

La solarización del suelo puede contribuir a la reducción de poblaciones, pero se conoce que su efecto tiene acción limitada a los primeros 15 ó 20 cm de profundidad del suelo.

Durante el periodo de descanso del suelo en el verano, se recomienda mantenerlo libre de malezas que pueden ser hospedantes de este nematodo; al mismo tiempo, se sugiere un buen programa de preparación del suelo para exponer a los nematodos al efecto del calor del Sol.

Cuando se desarrolla el programa de preparación de tierras se debe tener cuidado en la limpieza de maquinaria e implementos, esto para

#### Cuadro 4. Sugerencias para aplicar en programa de manejo de enfermedades

Opciones de manejo	Recomendaciones
Monitoreo	Evaluación de cultivos previos, muestreo de suelo y plantas
Umbral	Primeras detecciones de larvas en cultivo
Variedades resistentes	No disponibles
Rotación	Rotar con gramíneas
Selección del sitio	Muy importante, suelos sin antecedentes
Saneamiento	Maquinaria, implementos, malezas
Manejo ambiental	No relevante

#### Tratamiento químico

Compuesto	Dosis	LMP
Vidate	De 5 a 10 litros	3 ppm
Fenamiphos	De 5 a 10 litros	0.6R (no bell)
Cadusafos	De 10 a 15 litros	No autorizado
Etoprop	De 6 a 9 litros	No autorizado
QI agri		Sin límite
Dithera		Sin límite
P. lilacinus		Sin límite

Donde ppm significa partes por millón y LMP: Límite Máximo Permitido.

evitar la movilización de suelo contaminado con este patógeno.

Para el tratamiento químico se pueden emplear productos fumigantes, como Metam sodio, Bromuro de metilo y Telone, además de nematocidas como el Vidate, Cadusafos y Etoprop.

En la actualidad existen alternativas de tipo biológico que pueden ser aplicadas en el programa de manejo, como Dithera y Biostat.

#### Principales enfermedades del cultivo del Chile

##### Marchitez

La marchitez es provocada por el hongo *Phytophthora capsici*.

La enfermedad ha sido la causa de innumerables daños en diferentes épocas y regiones del mundo donde se produce Chile.

Asimismo, puede llegar a afectar otros cultivos, como la berenjena, tomate, calabaza, pepino, sandía y melón.

**Síntomas.** *Phytophthora* puede atacar las raíces, tallos, hojas y frutos, lo que depende del estado de la planta en que se da la infección.

Los síntomas en la parte superior de la planta incluyen un rápido marchitamiento y muerte.

La confirmación de la causa de la enfermedad requiere del examen cuidadoso de las raíces y tallos de las plantas afectadas.

La lesión del tallo puede ocurrir en cualquiera de sus niveles.

Como consecuencia de la infección se presenta una decoloración interna, colapso y puede observarse un aspecto leñoso; la lesión bloquea el tallo, lo que conduce a la marchitez de la parte superior de la planta o puede ocurrir su marchitamiento y muerte antes de que se dé la lesión del tallo, debido a que el hongo invade las partes superiores de la planta.

Los frutos infectados muestran partes de color oscuro, de aspecto acuoso, que posteriormente se cubre con un moho blanco y esporas.

**Epidemiología.** El hongo sobrevive en el suelo de manera natural y puede infectar chiles y otros cultivos en diferentes estados de desarrollo cuando hay un exceso de humedad en el suelo.

El hongo sobrevive en el suelo, en forma de zoosporas, y en semillas infestadas.

Las plantas infectadas producen esporangios que liberan zoosporas que se mueven a través del agua y pueden germinar sobre los tejidos de la planta e iniciar una nueva infección y así se repite el ciclo de producción de esporangios y zoosporas.

Cuando la humedad es alta, los esporangios pueden sobrevivir por largos periodos.

Durante estas condiciones los esporangios pueden ser llevados por el aire a largas distancias, con lo que se origina una amplia diseminación y un rápido incremento de la enfermedad.

Las zoosporas son rápidamente dispersadas por salpique y por el

agua de riego.

La enfermedad se desarrolla primero en las áreas bajas del cultivo y puede ser ampliamente distribuida en otras partes del campo por el agua de riego o lluvia.

Temperaturas entre 24 y 29°C y prolongados periodos de humedad favorecen la enfermedad.

**Control.** Debido a que *Phytophthora* es favorecido por suelos con mal drenaje, se debe poner especial atención a las prácticas culturales, especialmente en terrenos con antecedentes de la enfermedad.

La rotación con cultivos que no sean tomate, chile y cucurbitáceas (por al menos tres años), contribuye al mejor manejo de la enfermedad.

La preparación de las camas de planteo se debe levantar lo suficiente

#### Cuadro 5. Sugerencias para prevenir ataque de plagas en invernadero.

Opciones de manejo	Recomendaciones
Monitoreo	Registros de ocurrencia y severidad de la enfermedad
Umbral	Iniciar tratamientos preventivos
Varietades resistentes	Muy limitado
Selección del sitio	Suelos con buen drenaje, sin antecedentes de la enfermedad
Saneamiento	Eliminar plantas enfermas
Manejo ambiental	Manejo del agua de riego

#### Tratamiento químico

Compuesto	LMP
Metalaxyl	1 ppm
TCMTB(Busan 30)	No autorizado
Propamocarb	No autorizado
Fluazinam	

Donde ppm significa partes por millón y LMP: Límite Máximo Permitido

para mejorar el drenaje.

La aplicación de fungicidas dependerá del cultivo y del estado particular de la fase de la enfermedad.

La fumigación del suelo no es muy recomendable, pues el hongo rápidamente recoloniza el suelo tratado.

En producción bajo invernadero se puede practicar el uso de injertos sobre materiales resistentes.

#### Bibliografía

Arcos, C. G. et al. 1998. *Tecnología para producir chile Jalapeño en la planicie costera del Golfo de México*. INIFAP.

Blancard, D. 1992. *Enfermedades del tomate, Observar, Identificar,*

*Luchar*. Ediciones Mundi-Prensa.

Casey, C. 1999. *Integrated pest management for bedding plants a scouting and pest management guide*. Cornell University and New York State IPM program. <http://www.nysaes.cornell.edu/ipmnet/nyornamentals/opguide98.html>

Cruz, O. J. et al. 1998. *Enfermedades de hortalizas*. Universidad A. Sinaloa

Davis, R. M. et al. 1997. *Pest of peppers, diseases. UC Pest management guidelines*. University of California, Statewide Integrated Pest Management Project <<http://www.ipm.ucdavis.edu/PMG/selectnewpest.html>>

Davis, R. M. et al. 1997. *Tomato Fusarium crown root rot. UC Pest management guidelines*. University of California, Statewide Integrated Pest Management Project . <<http://www.ipm.ucdavis.edu/PMG/crops-agriculture.html>>

Dominguez G., F. 1989. *Plagas y enfermedades de las plantas cultivadas*. Ediciones Mundi-Prensa.

Facultad Agronomía, UAS. 1999. *Curso enfermedades foliares de hortalizas*. Universidad A. Sinaloa.

Facultad Agronomía, UAS. 1999. *Curso fitopatógenos del suelo en hortalizas*. Universidad A. Sinaloa.

Greer, L. y S. Diver. 1999. *Organic greenhouse vegetable production, horticulture system guide*. Apropiate Tecnology Transfer For Rural Areas (ATTR). Fayetteville, AR. <<http://www.attra.org/attrapub/gh-veg.html>>

Greer, L. y S. Diver. 1999. *Integrated pest management for greenhouse crops, Pest management system guide*. Apropiate Tecnology Transfer For Rural Areas (ATTR). Fayetteville, AR. <<http://www.attra.org/attrapub/gh-ipm.html>>

IPM staff. 1996. *IPM program*, Cornell University, N. Y. State Agricultural Experimental Station Geneva, N. Y. <<http://www.nysaes.cornell.edu/ipmnet/ny/vegetables/elements/AboutEI.html>>

Jarvis, R. W. 1998. *Control de enfermedades en cultivos de invernadero*. Ediciones Mundi-Prensa.

Jones, J. B. et al. 1991. *Compendium of tomato diseases*. APS.

Nuez, V. F., et al 1996. *El cultivo de pimientos, chiles y ajíes*. Ediciones Mundi-Prensa.

Petzoldt, C. 2000. *Integrated Crop and Pest Management*. New York State IPM Program. <http://www.nysaes.cornell.edu/recommends/1ipm.html>

Petzoldt, C. 2000. *Tomatoes-Field*. Elements of IPM New York State. <<http://www.nysaes.cornell.edu/recommends/27tomatoes.html>>

Rowe, R. C. y J. D. Farley. 1981. "Strategies for controlling *Fusarium crown and root rot in greenhouse tomatoes*", Plant Disease, pp. 107-112.

- Sharvelle, E. J. 1979. *Plant disease control*. Avi Publishing Co.
- Valverde, R. A. et al. 1998. "Resistance of *Capsicum* spp. Genotypes to Potato virus Y isolate". *Revista Mex. De Fitopatología* 16: 68-71.
- Watterson, J. C. 1988. *Enfermedades del tomate, guía práctica para agrónomos y agricultores*. Petoseed Co.

---

## MANEJO DE INSECTICIDAS EN MOSCA BLANCA Y PARATRIOZA EN MÉXICO

Rafael Bujanos Muñiz<sup>1</sup>

### Introducción

El complejo de biotipos de la mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) se ha convertido en un serio problema para diversos cultivos a nivel mundial en las dos últimas décadas.

Las altas densidades observadas a inicios de los años 90 causaron daños de importancia económica a diversos cultivos en Norteamérica, México y Centroamérica.

El daño más importante de la mosca blanca ha sido por su alta capacidad para transmitir geminivirus a varios cultivos.

El pulgón saltador o paratrioza *Bactericera cockerelli* (Sulc) es uno de los principales insectos plaga que atacan al cultivo de solanáceas en México, por el daño toxinífero directo y por ser un eficiente transmisor de una enfermedad de etiología aún no muy clara, pero muy parecida a fitoplasmas y/o bacterias.

En las explosiones demográficas de ambas plagas, durante los últimos años se han presentado ciertas inconsistencias con control químico, que normalmente se atribuyen a problemas de resistencia de éstas hacia los insecticidas.

Para el caso de la mosca blanca se ha reportado resistencia, en varias regiones del mundo, a una amplia variedad de insecticidas de diferentes grupos químicos.

En el caso del pulgón saltador ha sido más el desconocimiento de los hábitos biológicos lo que ha provocado que el control de las poblaciones no se realice con oportunidad y que a pesar de tener éxito en el control de las poblaciones, éste no se haya efectuado a tiempo para evitar la transmisión del fitopatógeno.

---

<sup>1</sup> Investigador y asesor independiente. Correo electrónico: bujanos@live.com.mx

La experiencia ha mostrado que para la implementación de toda estrategia efectiva del manejo de la resistencia a plaguicidas se debe buscar minimizar la selección o el uso de un solo tipo o grupo químico de productos.

En la práctica, la alternancia, secuencias o rotaciones de compuestos de diferente modo de acción proporciona un enfoque sustentable y efectivo del manejo de la resistencia.

En México se han realizado diversas acciones para aumentar el uso racional de los insecticidas.

El Comité de Acción sobre la Resistencia a los Insecticidas (IRAC, por sus siglas en inglés) ha desarrollado una clasificación de los insecticidas, según su modo de acción (MoA), y promueve su uso como una de las bases más efectivas y sustentables del manejo de la resistencia a insecticidas (MRI).

Así, esta clasificación provee a los productores agrícolas, técnicos y a todos los profesionales del sector de una guía amigable para la selección de insecticidas y/o acaricidas en los programas del MRI.

Cuando se incrementa la resistencia de un insecto plaga a los insecticidas, no solamente se tiene un comportamiento ineficaz del producto en cuestión, sino que esto también puede conferir resistencia cruzada hacia otros compuestos químicos relacionados.

Esto es porque los compuestos dentro de un mismo grupo químico comúnmente comparten un MoA común.

La resistencia se desarrolla comúnmente por una modificación genética del sitio de acción, cuando esto sucede la interacción del compuesto con el sitio de acción objetivo se reduce y el producto pierde su eficacia como plaguicida.

Debido a que todos los compuestos dentro del mismo grupo químico comparten un MoA común, hay un riesgo alto de que la resistencia que se ha desarrollado sea conferida automáticamente por resistencia cruzada a todos los compuestos en el mismo grupo.

Mediante la selección de secuencias adecuadas de insecticidas con grupos de diferentes MoA puede desarrollarse un programa efectivo del MRI.

Esta estrategia efectiva ayuda a conservar la utilidad y diversidad de insecticidas para el control del insecto plaga.

En el presente trabajo se detalla el modo de acción de los insecticidas disponibles para el control de la mosca blanca y el pulgón saltador, entre los que destacan los insecticidas que actúan sobre el sistema nervioso, los productos que intervienen con la metamorfosis, los que inhiben la síntesis de la cutícula y los insecticidas que inhiben procesos metabólicos.

## **La clasificación de insecticidas según su modo de acción: Una forma razonable de retrasar la resistencia y mantener la efectividad de los plaguicidas**

**Insecticidas que actúan sobre el sistema nervioso.** El sistema nervioso es el blanco para la mayoría de los insecticidas, pero dentro de este sistema son varios los sitios de acción.

Los insecticidas, según su modo específico de acción, actúan sobre los siguientes sitios.

**Grupo 1. Inhibidores de la acetilcolinesterasa (ACE) Carbamatos (1A) y Organofosforados (1B).** Actúan como inhibidores de la acetilcolinesterasa en el espacio sináptico<sup>2</sup>. Esto resulta en una hiperactividad del sistema nervioso.

**Grupo 2. Antagonistas de los canales de cloruro GABA Endosulfan (2A).** Modifica los canales y sitios de recepción del complejo de cloruros e inhibe la acción del neurotransmisor ácido gamma aminobutírico (GABA) que ocasiona hiperactividad neuronal.

**Grupo 3. Moduladores de los canales de sodio.** Los canales de sodio están involucrados en la propagación de potencialidad de acción a lo largo de los nervios.

Los piretroides rápidamente interfieren con esta acción, con lo que ocasionan hiperactividad y el bloqueo del nervio.

**Grupo 4. Antagonistas de los receptores de la acetilcolina (AC) Neonicotinoides (4A).** Actúan como antagonistas de la AC en el receptor nicotínico posináptico; esto conduce a la sobrestimulación e hiperactividad.

**Grupo 5. Antagonistas de los receptores acetilcolina nicotínicos Spinosad.** Se acopla (a través de un sistema de proteínas) a los receptores nicotínicos de acetilcolina, los activa y permite el flujo del ion sodio al interior de la célula posináptica.

**Grupo 6. Activadores de los canales de cloro Avermectinas.** Estimulan la liberación presináptica del neurotransmisor inhibitorio GABA en el axón<sup>3</sup> y potencializan la fijación de éste en los receptores posinápticos.

De esta forma inhiben la transmisión de impulsos eléctricos a las uniones neuromusculares, con lo que dejan abiertos los canales cloruros por más tiempo. El resultado de este efecto es la paralización y muerte de los insectos.

**Insecticidas que intervienen con la metamorfosis.** La metamorfosis es controlada por hormonas que incluyen a la hormona juvenil (HJ). Este sistema se puede interrumpir con insecticidas reguladores del crecimiento.

**Grupo 7. Mímicos de la hormona juvenil (HJ) Pyriproxifen (7C).** Actúa como un mímico de la HJ y cuando se aplica

<sup>2</sup> A través del espacio sináptico viaja la acetilcolina.

<sup>3</sup> Prolongación cilíndrica de la célula nerviosa (neurona) que conduce los impulsos nerviosos originados en el cuerpo neuronal.

sobre estados inmaduros de la plaga interrumpe y desorganiza la metamorfosis.

**Insecticidas que causan el bloqueo de la alimentación.** Son los productos que provocan la inhibición de la alimentación.

**Grupo 9. Compuestos de acción desconocida**

**Pymetrozine (9B).** No tiene un específico modo de acción sino que parece estar involucrado en una inhibición selectiva de la alimentación del pulgón saltador.

Los insectos mueren como resultado de la inanición<sup>4</sup>.

**Insecticidas que inhiben la síntesis de la cutícula.** La nueva cutícula se sintetiza durante el ciclo de la muda<sup>5</sup> y los insecticidas que interfieren con este proceso la destruyen y producen la muerte del insecto.

**Grupo 16. Inhibidores de la biosíntesis de quitina (tipo 1)**

**Buprofezin.** Este compuesto es un inhibidor de la síntesis de quitina en un gran número de insectos, que incluyen a la mosca blanca y al pulgón saltador.

**Insecticidas que inhiben procesos metabólicos.** Los procesos metabólicos de ambas plagas son el blanco de algunos insecticidas de este modo de acción.

**Grupo 21. Inhibidores del transporte de electrones a nivel del complejo I mitocondrial**

**Piridabén, Fenpiroximato.** Los acaricidas METI (21A) tienen su efecto sobre la respiración mitocondrial. Asimismo pueden tener efecto sobre insectos como la mosca blanca.

**Grupo 23. Inhibidores de la síntesis de lípidos**

**Spiromesifen.** En este nuevo grupo de MoA, este producto derivado del ácido tetrónico inhibe la síntesis de lípidos, con lo que conduce a la muerte del insecto.

En el Cuadro 1, se muestran los grupos de insecticidas para el control de la mosca blanca y el pulgón saltador. IRAC enlista 29 grupos de modo de acción (que incluyen 45 subgrupos), 12 de éstos pueden ser utilizados para el control de la mosca blanca y/o pulgón saltador.

**Estrategias para el manejo de la resistencia a insecticidas**

**Alternancia o secuencia de los diferentes modos de acción (MoA) de los insecticidas**

Toda estrategia efectiva para el manejo de la resistencia busca minimizar la presión de selección para cualquier tipo de insecticida.

En la práctica, la alternancia, secuencia o rotación de compuestos de diferentes modos de acción de los diferentes grupos de insecticidas proveen una efectiva y sustentable estrategia para el manejo de la resistencia. Esto asegura que la selección con los productos del mismo grupo se minimice.

<sup>4</sup> Debilidad por falta de alimento o por otras causas.

<sup>5</sup> Renovación de los tegumentos (recubrimientos del cuerpo) que se produce en muchos animales.

**Cuadro 1. Grupos de insecticidas para el control de la mosca blanca y el pulgón saltador.**

Grupo y modo de acción		Plaga	Subgrupo químico o ingrediente activo
<b>1A</b>	Inhibidores de la acetilcolinesterasa	Mosca blanca y pulgón	Carbamatos
<b>1B</b>			Organofosforados
<b>2A</b>	Antagonistas de los canales de cloruro GABA	Mosca blanca y pulgón	Endosulfán
<b>3</b>	Moduladores de los canales de sodio	Mosca blanca y pulgón	Piretroides
<b>4A</b>	Antagonistas de los receptores de la acetilcolina	Mosca blanca y pulgón	Neonicotinoides
<b>5</b>	Antagonistas de los receptores acetilcolina nicotínicos	Mosca blanca y pulgón	Spinosinos (Spinosad)
<b>6</b>	Activadores de los canales de cloro	Pulgón	Avermectinas
<b>7C</b>	Mímicos de la hormona juvenil	Mosca blanca y pulgón	Pyriproxyfen
<b>9B</b>	Inhibidor de la alimentación	Mosca blanca y pulgón	Pymetrozine
<b>16</b>	Inhibidores de la biosíntesis de quitina	Mosca blanca y pulgón	Buprofezin
<b>21</b>	Inhibidores del transporte de electrones a nivel del complejo I mitocondrial	Mosca blanca	Piridabén, Fenpiroximato
<b>23</b>	Inhibidores de la síntesis de lípidos	Mosca blanca y pulgón	Derivado del ácido tetrónico: Spiromesifen, Spirotetramat

Las aplicaciones se arreglan frecuentemente en bloques o ventanas de aspersión del mismo MoA y son definidos por la etapa de desarrollo (fenología) del cultivo y la biología de los insectos plaga objetivo.

La resistencia cruzada entre los grupos puede provenir de mecanismos metabólicos y los usuarios deben estar conscientes de los riesgos locales al respecto.

Debe proveerse de la información necesaria de cómo estas secuencias o alternancias minimizan la presión de selección.

Un comité de expertos locales debe dar seguimiento a las ventanas de aspersión.

Varias aplicaciones de un producto pueden ser posibles dentro de cada ventana de aspersión, pero es generalmente necesario asegurarse de que generaciones consecutivas del insecto plaga no sean tratadas con productos del mismo grupo de MoA.

**Cuadro básico de insecticidas.** El cuadro básico de recomendación

de insecticidas para el control químico de insectos vectores de enfermedades virales y fitoplasmas (es el caso de la mosquita blanca y del pulgón saltador) debe diseñarse regionalmente, con el propósito de informar y actualizar a los asesores técnicos y a los productores sobre las posibilidades del combate químico de ambas plagas.

La información que se produce constantemente respecto al control químico de los insectos vectores en este cultivo es dinámica en cuanto al registro y/o restricción de algunos productos, al problema de resistencia, a la disponibilidad de algunos productos en el mercado, etcétera.

Es necesario revisar anualmente la información al respecto, con la finalidad de corregir cualquier desviación y, sobre todo, para adquirir la información novedosa que sirva para la toma de las decisiones en esta táctica de manejo.

El cuadro básico de recomendación de insecticidas debe estar conformado, al menos, con la siguiente información.

**1. Insecticida.** Información relevante de los insecticidas, basada en los avances de investigación al respecto, específicamente estudios de bioensayos y pruebas de efectividad biológica; la experiencia en varias regiones sobre el combate químico de ambas plagas; el aporte bibliográfico y la información obtenida del manual de plaguicidas autorizados.

**2. Grupo químico.** Los insecticidas deben separarse en grupos químicos, con base en la información generada por la empresa responsable y propietaria de los compuestos.

Con la información disponible y la clasificación, según el MoA, hecha por IRAC, es relativamente simple ubicar a los insecticidas en los grupos y diseñar la secuencia o rotación más pertinente.

**3. Formulación.** Esta información debe indicar la presentación física del producto comercial, además de la concentración en porcentaje del ingrediente activo, contenido en la garantía de composición de etiqueta.

**4. Dosis por hectárea.** Son las dosis recomendadas para cada insecticida. Cuando la dosis recomendada de un producto no es efectiva, no lo mezcle con otro para incrementar su toxicidad, ni aumente su dosis; si la inefectividad es consistente es preferible evitar su uso.

**5. Categoría toxicológica e intervalo de seguridad en días.** Tiempo en días que debe dejarse transcurrir de la última aplicación del insecticida a la cosecha, para asegurarse de que los residuos no rebasen el límite máximo permitido.

**6. Estado biológico controlado.** La efectividad relativa a toda la estructura de población: H=huevecillos; N=ninfas; A=adultos.

**7. Observaciones.** Toda la información posible de las recomendaciones del fabricante y la información de utilidad práctica para los técnicos y productores.

### Integración de control químico con otras tácticas de manejo

Adicionalmente al uso de insecticidas organosintéticos, existen plaguicidas biorracionales y el uso del control biológico natural e inducido para el manejo de la mosca blanca y el pulgón saltador.

Los resultados demuestran que hay varios componentes que resultan promisorios para el diseño e implementación de la táctica del control biológico dentro del contexto del manejo integrado de ambas plagas bajo condiciones de campo e invernadero.

Dentro de los plaguicidas biorracionales se han evaluado reguladores del crecimiento de insectos, además de los ya mencionados en el Cuadro 1, con buenos resultados sobre los estados inmaduros de la plaga, también se ha evaluado el uso de sales potásicas de ácidos grasos (jabones) con buena efectividad contra los estados inmaduros de ambas plagas, además del efecto de productos botánicos, el uso de entomopatógenos, depredadores y parasitoides.

Los insumos de control biorracional y la fauna insectil benéfica son muy importantes para mantener a las poblaciones regionales de la mosca blanca y pulgón saltador en una posición general de equilibrio que pueda ser manejable por los productores, sobre todo en las primeras etapas del desarrollo de los cultivos.

Adicionalmente a una correcta elección del plaguicida a utilizar y a su integración con las demás tácticas de manejo, es importante el mejoramiento de la tecnología de aplicación.

Esto involucra la calibración de los equipos de aspersión, el uso de boquillas adecuadas, la corrección del pH y dureza del agua de aspersión y el horario más adecuado de aplicación, entre otras actividades.

Algunas prácticas agronómicas tienen como objetivo disminuir las poblaciones de vectores y otras plagas o hacer menos propicio su desarrollo.

Estos métodos se emplean como un complemento y apoyo a las otras tácticas de manejo.

Las prácticas culturales más importantes que pueden ser utilizadas para el manejo de los insectos vectores son el uso de vedas o periodos de tiempo sin presencia de la hospedera, la destrucción voluntaria de los focos de infestación, al destruir la soca o plantas viejas inmediatamente después del último corte; y la destrucción de plantas hospederas de la plaga o de la enfermedad, al menos en los márgenes del cultivo y lotes adyacentes.

La destrucción de la soca es importante debido a que si se abandona puede ser una fuente importante para la población inicial inmigrante de los vectores adultos.

También se deben destruir las plantas de los cultivos que se abandonan por siniestros de otras enfermedades o por efectos dañinos del clima y que también se constituyen como focos de infestación.

La definición de las fechas de siembra y/o trasplante de los cultivos

a nivel regional con el enfoque de prevención de los problemas del daño causado por las diferentes enfermedades transmitidas por insectos plaga es muy importante.

El seguimiento del avance de siembra y/o trasplante de cultivos y su distribución geográfica es de gran utilidad para entender el proceso de inmigración de las poblaciones y el desarrollo de la incidencia y severidad de las enfermedades que transmiten.

### Consideraciones finales

Debido al problema nacional de los insectos vectores de virus y fitoplasmas, como plagas de los cultivos, es necesario el diseño e implementación de estrategias regionales del manejo integrado de plagas, en donde el manejo adecuado de plaguicidas químicos y biorracionales es una parte muy importante.

En la práctica, la alternancia, secuencias o rotaciones de compuestos de diferente modo de acción proporcionan un enfoque sustentable y efectivo del manejo de la resistencia.

Esto asegura minimizar el uso de compuestos con el mismo modo de acción.

Las aplicaciones se efectúan frecuentemente en periodos de aspersión, que son definidos por la fenología o desarrollo de los cultivos y por la biología y ecología de la mosquita blanca y el pulgón saltador.

Un comité técnico debe diseñar regionalmente los periodos y/o ventanas de aspersión y darle seguimiento a la estrategia para el manejo de la resistencia, para lo que debe tomar como base un cuadro básico de recomendación de plaguicidas para el cultivo.

Varias aspersiones de un mismo compuesto pueden ser posibles dentro de cada periodo, pero es generalmente necesario asegurarse de que generaciones consecutivas de los insectos en cuestión no sean tratadas por compuestos del mismo grupo químico o mecanismo de acción.

### Bibliografía

Bujanos, R.; J. A. Garzón y A. Marín 2005. "Manejo integrado del pulgón saltador *Bactericera (=Paratrioza) cockerelli* (Sulc.) (Hemiptera: *Triozidae*) en los cultivos de solanáceas en México", *Memoria de la 2ª Convención mundial de Chile*. Zacatecas, México, pp. 93-99.

Bujanos, R.; S. Quiñones y A. Marín 2006. "Manejo racional de insecticidas para el control químico del pulgón saltador *Bactericera (=Paratrioza) cockerelli* (Sulc) en México", *Memoria de la 3ª Convención mundial de Chile*. Chihuahua, México, pp. 212-218

IRAC. 2009a. *IRAC Mode of Action Classification*, Consulta: 19 mayo de 2009 <[http://www.irc-online.org/documents/MoA%20classification\\_Aug08\\_v6.1.pdf](http://www.irc-online.org/documents/MoA%20classification_Aug08_v6.1.pdf)>

IRAC. 2009b. *Insecticide Mode of Action Classification: A Key to Effective*

*Insecticide Resistance Management in Whiteflies*, Consulta: 19 de mayo de 2009, <[http://www.irc-online.org/documents/moa\\_whiteflyposter.pdf](http://www.irc-online.org/documents/moa_whiteflyposter.pdf)>

Lagunes, A.; J. C. Rodríguez y J. C. De Loera 2009. "Susceptibilidad a insecticidas en poblaciones de artrópodos de México", *Agrociencia*. Volumen 43. Número 2, pp. 173-196 p.

Martínez, J. L. 1998. "Estrategias para el manejo de Resistencia en mosquita blanca", en *Temas Selectos para el Manejo Integrado de la Mosquita Blanca*. Memoria científica. Número 6. INIFAP-CIRNO-CEVY, pp. 119-126.

Pacheco, C. J. J. 1988a. "Estrategia de Manejo Regional de Insecticidas para la Mosquita Blanca de la Hoja Plateada (*Bemisia argentifolii* Bellows & Perring)", en *Temas selectos para el manejo integrado de la Mosquita Blanca*. Memoria Científica. Número 6. INIFAP-CIRNO-CEVY, pp. 127-147.

Pacheco, C. J. J. 1988b. "Conceptualización y Organigrama de la Campaña contra la Mosquita Blanca", en *Temas selectos para el manejo integrado de la Mosquita Blanca*. Memoria Científica no. 6, INIFAP-CIRNO-CEVY 149-154

SAGAR. 1995. NORMA Oficial Mexicana NOM-032-FITO-1995, Por la que se establecen los requisitos y especificaciones fitosanitarios para la realización de estudios de efectividad biológica de plaguicidas agrícolas y su dictamen técnico. Diario Oficial de la Federación, 17 de noviembre de 1995.

USDA. 2009. The IR-4 Project. *Providing Safe and Effective Pest Management Solutions for Specialty Crop Growers*. New Pest Control Technologies. <<http://ir4.rutgers.edu/index.html>>



---

## RIESGO DE PARATRIOZA EN LA PRODUCCIÓN DE TOMATE, CHILE Y PAPA EN SINALOA

José Antonio Garzón Tiznado<sup>1</sup>  
Oralia Guadalupe Cárdenas Valenzuela<sup>1</sup>  
Sixto Velarde Félix<sup>2</sup>

### Introducción

Los cultivos de tomate, chile y papa en México presentan enfermedades descritas como permanente del tomate, clorosis del chile y punta morada de la papa (*Zebra chip*).

Reportes recientes indican que además de su presencia en México, estas enfermedades se manifiestan en Nueva Zelanda y Estados Unidos.

En nuestro país están consideradas entre las enfermedades más importantes de estas solanáceas porque causan reducciones en el rendimiento y la calidad de la producción, por el orden del 45%.

Estudios en cultivos de tomate y papa han revelado que el agente causal de estas enfermedades está asociado a un patógeno de reciente descripción, para el que se ha propuesto el nombre de *Candidatus Liberibacter solanacearum* (CLS) y que su vector es el insecto *Bacteri-cera cockerelli*.

**1. Insecto.** La paratrioza es un insecto succionador o chupador de savia (parecido a los pulgones), pertenece a la familia Triozidae (=Psyllidae).

Posiblemente es originario del noreste de Estados Unidos, país donde fue descubierto en 1909, cuando colonizaba plantas de chile ornamental (*Capsicum* sp.).

Originalmente, su importancia la adquirió por inducir un amarillamiento en el cultivo de la papa en el estado de Colorado y en tomate en el suroeste de Texas, Estados Unidos.

Este insecto fue descubierto por Cockerell, que en su honor fue llamado, primero, *Trioza cockerelli*, posteriormente *Paratrioza cockerelli*,

---

<sup>1</sup> Facultad de Ciencias Químico Biológicas, Programa Regional del Noroeste para el Doctorado en Biotecnología, Universidad Autónoma de Sinaloa. Correo electrónico: garzon24@hotmail.com.

<sup>2</sup> Campo Experimental Valle de Culiacán.

hasta la actualidad, en que, por cambio de género, su nombre científico es *Bactericera cockerelli*.

En México, Este insecto ha recibido varios nombres comunes (paratrioza, salerillo o pulgón saltador, pues se parece a los pulgones y salta como forma de defensa, además de que secreta una sustancia cerosa blanquecina en forma de granos de sal).

En México se le reportó desde 1947 y fue detectado en Durango, Michoacán y Tamaulipas.

Actualmente se localiza al menos en 17 estados de la República Mexicana, donde ataca los cultivos de tomate, papa, chile y tomatillo.

**2. Clasificación.** El nombre científico del insecto es *Bactericera cockerelli* (Sulc.).

Su sinonimia es *Trioxa cockerelli* Sulc, *Paratrioxa cockerelli* (Sulc.), Crawford, *P. pulchella* Crawford o *P. ocellata* Crawford.

Pertenece al orden Hemiptera, suborden Homoptera, infraorden Sternorrhyncha, superfamilia Psylloidea y a la familia Triozidae (Becerra-Flora, 1986).

**3. Morfología.** El pulgón saltador se reproduce sexualmente por la unión de hembras y machos, pasa por los estadios de desarrollo de huevecillo, que eclosionan y dan lugar a las ninfas, las que transcurren por cinco estadios hasta convertirse en adultos.

**4. Tipos de daños que ocasiona.** El insecto puede causar daños directos e indirectos en las plantas de papa, tomate, chile o tomatillo, como transmisor de una toxina o como vector de un Organismo Tipo Bacteria (OTB), que recientemente se ha clasificado como *Candidatus Liberibacter solanacearum*.

**A. Daños directos (amarillamiento).** Este daño lo causan sólo las ninfas por la inyección de toxinas, que inducen síntomas en las hojas de las plantas de la papa, conocido como amarillamiento de la papa, y que llega a provocar el manchado del tubérculo.

En tomate, papa y chile se ha demostrado que las ninfas pueden matar a las plantas si se establecen en las hojas antes de la floración.

En las hojas colonizadas por las ninfas se ha encontrado una actividad anormal de reguladores del crecimiento del tipo de las auxinas y la acumulación de grandes cantidades de almidón en las células del parénquima.

Las plantas se ven amarillentas y raquíticas, con merma del rendimiento.

Además, las ninfas producen secreciones cerosas blanquecinas con apariencia de sal (salerillo), que es una forma sencilla de identificar su presencia en una planta.

**B. Daños indirectos.** El insecto *B. cockerelli* es el responsable de transmitir a la bacteria *Candidatus Liberibacter solanacearum* en cultivos de papa y tomate.

En el cultivo de papa está asociado a la enfermedad punta morada

de la papa, que se caracteriza por una coloración púrpura en los brotes apicales y un oscurecimiento del tubérculo, denominado comúnmente manchado del tubérculo de la papa.

Este manchado en el tubérculo se identifica por el ama de casa por la dificultad para cocer la papa y por el sabor dulce que se detecta en él.

En la industria se identifica por una pérdida en la calidad de fritura, ya que las hojuelas, al freírse, se oscurecen rápidamente, lo que da la impresión de que están quemadas.

**5. Presencia en México.** La enfermedad de la punta morada de la papa se ha detectado en los principales estados productores de papa en México, como Guanajuato, Estado de México, Tlaxcala, Jalisco, Coahuila, Nuevo León y Sonora, con una presencia de 10 y 70% de las muestras analizadas por la técnica PCR.

En Guanajuato, los daños generalmente han llegado a ser hasta del 60%.

De la misma forma, en la región papera de Coahuila y Nuevo León este patógeno llegó a causar daños por 100 millones de dólares en 2004 y representa el riesgo más grande para los productores de esas regiones, quienes han optado por reducir la superficie sembrada con este cultivo hasta en 50% en cada estado.

Debido a ello, en los últimos años la superficie de papa que ha dejado de sembrarse en las zonas tradicionalmente paperas del país se ha trasladado a otros estados con menos problemas, como Sonora, Baja California Sur, Chihuahua y principalmente Sinaloa, con la consecuente concentración de la producción en unos pocos meses y su impacto en menores precios del producto.

Por otro lado, en el cultivo de tomate, la enfermedad del permanente del tomate, asociada a este mismo grupo de patógenos, se describió por primera vez en Guanajuato en 1984, y fue la enfermedad más importante, lo que originó que la superficie de cultivo se redujera de 13 mil hectáreas anuales a mil 500, en la actualidad.

Problemas similares se han presentado en San Luis Potosí, estado que llegó a sembrar más de 6 mil hectáreas anuales del tubérculo; sin embargo, en la actualidad los productores que aún continúan en esta actividad han optado por cambiar su tecnología hacia la agricultura protegida, lo que les permite reducir los riesgos causados por el patógeno.

En este último estado, la superficie de tomate a cielo abierto ya es muy reducida.

La enfermedad, tanto en el cultivo del tomate como en chile, fue detectada en 2009 en las zonas productoras de tomate de Rosario; La Cruz, Elota; y Culiacán, no obstante se han observado síntomas de la enfermedad en tomate en Guasave y Los Mochis.

En La Cruz, Elota, se detectaron plantaciones de tomate con una incidencia de 90%, aunque ésta fue tardía, es decir, en la última etapa

de cosecha; sin embargo, esto indica el crecimiento que ha tenido la enfermedad en 2008, lo que es un reflejo de la importancia que cada año toma el patógeno, que viene asociado con altas poblaciones de paratrioza, con infestaciones en cultivos de chile *bell* y de tomate tipo uva (*grape*), especialmente, cercanas al 100%, en el ciclo 2009.

En el caso del cultivo de chile, el panorama actual no es tan preocupante aún, si consideramos los daños descritos para tomate y papa.

Aunque ya se detectó a la bacteria *Candidatus Liberibacter solanacearum* en 2009, en esta especie, su presencia al final de la cosecha ha sido menor del 5%, lo que contrasta con el elevado nivel de infestación del vector (cerca al 100%), que indica alta resistencia de este cultivo al patógeno.

En el cultivo del chile, esta enfermedad sólo se ha detectado en Guanajuato y Sinaloa en chile *bell*.

En general, este tipo de enfermedades en los cultivos de papa, tomate o chile se ha observadas en 17 estados de la República Mexicana y en la actualidad están considerado como el problema sanitario más importante del país en los cultivos de tomate y papa, aún por encima de los geminivirus transmitidos por la mosquita blanca.

## Bibliografía

Almeyda-León, I. H., Sánchez-Salas, J. A. y Garzón-Tiznado, J. A., 2008. *Vectores causantes de la punta morada de la papa en Coahuila y Nuevo León*. Agricultura Técnica en México. Vol. 34 (2). 141-150.

Arslan, A., Bessey, P.M., Matsuda, K. and Oebker, N.F. 1985. "Physiological effects of psyllids (*Paratrioza cockerelli*) on potato", *American Potato Journal* 62:9-21.

Cadena, H. M. A., Galindo, A. J., 1985. "Reducción de la incidencia de la 'punta morada de la papa' por medio de fechas de siembra, genotipo de la planta y aplicación de insecticidas", *Rev. Mex. de Fitopatología*.3:100-104.

Carter, W. 1936. "The toxicogenic and toxiniferous insect". *Science*. 83:522.

Crawford, D.L. 1914. "*Paratrioza cockerelli* Sulc. The jumping plant-lice or psyllidae of the new world". *Bulletin 85. United States National Museum*. P. 70-73.

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

Garzón-Tiznado JA, 1984. *Enfermedad del "Permanente" del jitomate (Lycopersicon esculentum Mill.) en Celaya, Guanajuato*. XI Congreso Nacional de Fitopatología. San Luis Potosí, S.L.P. 1984. "Resúmenes", Soc. mex. Fitopatología A. C. p 138.

Garzón-Tiznado, J. A., Cárdenas-Valenzuela, O. G., Bujanos-Muñiz, B. M., Marín-Jarillo A., Becerra-Flora A., Velarde-Félix S., Reyes-Moreno C., González-Chavira M. y Martínez-Carrillo, J. L. 2009. "Asociación de Hemiptera: Triozidae con la enfermedad 'Permanente del tomate' en México", *Agricultura Técnica en México*. Vol. 35 Núm.1 1 de enero-31 de marzo 2009 p. 58-69.

Garzón, T.J.A., Garza, C.A. y Bujanos, M.R. 1986. "Determinación del insecto vector de la enfermedad de tipo viral "permanente del tomate" (*Lycopersicon esculentum* Mill.) en la región del Bajío", en *XIII Congreso Nacional de Fitopa-*

*tología*. Tuxtla Gutiérrez, Chis. Resúmenes. *Soc. Mex. de Fitopatología*, A.C. p.30.

Garzón-Tiznado, JA, Garzón-Ceballos, JA, Velarde-Félix, S, Marín-Jarillo, A, y Cárdenas-Valenzuela, OG, 2005. "Ensayos de transmisión del fitoplasma asociado al 'permanente del tomate' por el psílido *Bactericera cockerelli* Sulc en México", *Entomología Mexicana*. 4: 672-675.

Hansen, A. K., Trumble, J. T., Stouthamer, R., and Paine, T. D. 2008. *A new huanglongbing species, "Candidatus Liberibacter psyllaourous", found to infect tomato and potato, is vectored by the psyllid Bactericera cockerelli (Sulc)*. *Appl. Environ. Microbiol.* 74:5862-5865.

Hartaman, G. 1937. "A study of psyllids yellows", *Wyoming Agricultural Experiment Station*. Bulletin 220. May.

Knowlton, G.F and Janes, M. J., 1931. "Studies on the biology of *Paratrioza cockerelli* Sulc)", *Annals. Ento. Soc. of Amer.* 24:283.

Liefting, L. W., Sutherland, P. W., Ward, L. I., Paice, K. L., Weir, B. S., and Clover, G. R. G., 2009. "A new '*Candidatus Liberibacter*' species associated with diseases of solanaceous crops", *Plant Dis.* 93:208-214.

Liefting, L. W., Weir, B. S., Pennycook, S. R., and Clover, G. R. G. 2009. "'*Candidatus Liberibacter solanacearum*', a liberibacter associated with plants in the family Solanaceae", *Int. J. Syst. Evol. Microbiol.* In press.

MacLean Jr., S.F. 1984. "Life cycles and the distribution of psyllids (Homoptera) in arctic and subarctic Alaska", *Entomology Abstracts*. 15:715.

Marín-Jarillo A., Garzón-Tiznado, J.A., Becerra-Flora A. Mejía-Ávila C., Bujanos-Muñiz R. y Byerly-Murphy K.F. 1995. "Ciclo biológico y morfología del "salerillo" *Paratrioza cockerelli* Sulc. (Homoptera-Psillidae), vector de la enfermedad "Permanente del jitomate en el Bajío. CATIE, Turrialba, Costa Rica", *Revista Manejo Integrado de Plagas* 38:25-32.

Montero, R. L., 1994. *Ciclo de vida y factores de mortalidad del Psyllido del tomate Paratrioza cockerelli (Sulc) (Homoptera: Psyllidae)*. Tesis. UAAAN, División Agrícola. Saltillo, Coah., México. 51 p.

Munyanza, J. E., Crosslin, J. M., and Upton, J. E. 2007. "Association of *Bactericera cockerelli* (Homoptera: Psyllidae) with "zebra chip," a new potato disease in Southwestern United States and Mexico", *J. Econ. Entomol.* 100:656-663.

Munyanza, J., Venkatesan, S., Crosslin, J., Garzón-Tiznado, J. A. and Cardenas-Valenzuela O. G. 2009a. "First Report of '*Candidatus Liberibacter solanacearum*' in Tomato Plants with Permanent Yellowing Disease Symptoms in Mexico", *Plant Disease* (Submitted).

Munyanza, J., Venkatesan, S., Crosslin, J., Garzón-Tiznado, J. A. and Cardenas-Valenzuela O. G. 2009b. "First Report of the Detection of '*Candidatus Liberibacter solanacearum*' in Pepper in Mexico", *Plant Disease* (Submitted).

Munyanza, J., Venkatesan, S., and Crosslin, J., 2009c. "First Report of '*Candidatus Liberibacter psyllaourous*' in potato tuber with "zebra chip" disease in Mexico", *Plant Disease* (Submitted).

Pletsch, D. J. 1947. *The potato psyllid Paratrioza cockerelli (Sulc), its biology and control Montana Agric.* Exp. Sta. Bull. 446-495.

Richards, B.L. 1928. "A new and destructive disease of the potato in Utah and its relation to the potato psylla", *Phytopathology* 18:140-141.

Richards, B.L. and H.L. Blood. 1933. "Psyllid yellows of the potato", *Jour. Agr. Res.* 46:189-216.

Rubio-Covarrubias, O. A., Almeyda-León, I. H., Ireta-Moreno, J., Sánchez-Salas, J. A., Fernández-Sosa, R., Borbón-Soto, J. T., Díaz-Hernández, C., Garzón-Tiznado, J. A., Rocha-Rodríguez, R. y Cadena-Hinojosa, M. A. 2006. *Distribución de la punta morada y Bactericera cockerelli Sulc, en las principales zonas productoras de papa en México*. Vol. 32 (2). 201-211.

Salas-Marina M. A. 2006. *Eficiencia de insectos vectores en la transmisión del fitoplasma de la punta morada de la papa*. UAAAN. Tesis de Maestría. 52 p.

Sulc, K. 1909. "*Trioza cockerelli* sp.", *Acta Soc. Ent. Bohemia* 6:105-108.