



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

**DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA
AGRÍCOLA**

**MAESTRÍA EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN
VEGETAL**

**“DINÁMICA POBLACIONAL DE LAS PRINCIPALES
PLAGAS INSECTILES Y SITUACIÓN DEL MANEJO
FITOSANITARIO DEL CULTIVO DE CHILE Y TOMATE EN
EL BAJÍO MICHOACANO”**

TESIS

**COMO REQUISITO PARCIAL PARA
OBTENER EL GRADO DE:**

MAESTRO EN CIENCIAS

PRESENTA:

ÁVILA ALISTAC NORMA

CHAPINGO, MÉXICO, DICIEMBRE DE 2010.



**DIRECCION GENERAL ACADEMICA
DPTO. DE SERVICIOS ESCOLARES
OFICINA DE EXAMENES PROFESIONALES**



**DINÁMICA POBLACIONAL DE LAS PRINCIPALES PLAGAS INSECTILES Y
SITUACIÓN DEL MANEJO FITOSANITARIO DEL CULTIVO DE CHILE Y
TOMATE EN EL BAJIO MICHOACANO**

Tesis realizada por **Ávila Alistac Norma** bajo la dirección del Comité Asesor indicado,
aprobado por el mismo y aceptado como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS EN PROTECCION VEGETAL

DIRECTOR:



DR. JUAN FERNANDO SOLIS AGUILAR

CO-DIRECTOR:



DR. ÁNGEL REBOLLAR ALVITER

ASESOR:



DR. NAHUM MARBAN MENDOZA

Chapingo, Edo. de Méx, Diciembre 2010.

DEDICATORIA

A mi esposo

Juan Boyzo Marín

A mis padres

Martha Elena Alistac Varela y Martín Ávila Vázquez

A mis hermanos

Martín y Santiago Ávila Alistac

Gracias por su gran apoyo y por seguir creyendo en mí.

Los amo

AGRADECIMIENTOS

A Dios por darme la dicha de seguir en esta vida y permitir estar con la gente que quiero.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por el apoyo económico brindado durante mi estudio de maestría.

A la Universidad Autónoma Chapingo y al personal académico del programa de Protección Vegetal por la oportunidad otorgada para tener mayor conocimiento de dicha área.

Al Centro Regional Universitario Centro Occidente (CRUCO) Morelia, Mich., y a todo el personal que labora en el centro, por su apoyo otorgada, haciendo más ameno mi estancia, así mismo de los amigos que hize en ese tiempo.

Al Dr. Ángel Rebollar Alviter, por su acertada dirección, disponibilidad, apoyo incondicional durante mi estancia en el CRUCO en Morelia, Mich., así mismo por sus sugerencias durante el desarrollo de este trabajo

Al Dr. Juan Fernando Solís Aguilar, por su apoyo, comprensión y ayuda durante toda la maestría y el trabajo.

Al Dr. Nahúm Marban Mendoza por su apoyo, disposición para compartir su apoyo a los alumnos de maestría.

A todas aquellas personas que contribuyeron en la realización de este trabajo, ya fuera en campo como en la recopilación de datos.

A mis amigos y compañeros que conocí durante la maestría, gracias por todos los momentos compartidos durante mi estancia.

CONTENIDO

	Pág.
INDICE DE FIGURAS.....	i
RESUMEN-ABSTRACT	iv
CAPITULO I. REVISIÓN DE LITERATURA.....	1
1.1 Cultivo de tomate.....	1
1.1.1 Antecedentes.....	1
1.2 Producción internacional y nacional.....	1
1.3 Producción municipal.....	2
1.2 Cultivo del Chile.....	3
1.2.1 Importancia mundial y nacional.....	3
1.2.2 Producción municipal.....	3
1.3 Gusano soldado <i>Spodoptera exigua</i> y gusano del fruto <i>Helicoverpa</i> (= <i>Heliothis</i>) <i>zea</i> (Boddie) (Lepidóptera: Noctuidae).....	4
1.3.1 Importancia y distribución.....	4
1.3.2 Descripción morfológica.....	5
1.3.3 Biología y hábitos.....	7
1.3.4 Ciclo de vida.....	8
1.3.5 Daños.....	9
1.3.6 Control.....	9
1.4 Mosquita blanca <i>Bemisia tabaci</i> (Gennadius) y <i>Trialeurodes vaporariorum</i> Westwood (Hemiptera: Aleyrodidae).....	12
1.4.1 Importancia y distribución.....	12
1.4.2 Descripción morfológica.....	13
1.4.4 Biología.....	16
1.4.5 Ciclo de vida.....	16
1.4.6 Daños.....	17
1.4.7 Control.....	19
1.5 Psilido de la papa <i>Bactericera</i> (= <i>Paratrioza</i>) <i>cockerelli</i> (SULCER) (Hemiptera: Triozidae).....	22

1.5.1	Importancia y distribución.....	22
1.5.2	Hospedantes.....	22
1.5.3	Descripción morfológica.....	23
1.5.4	Biología.....	23
1.5.5	Ciclo biológico.....	24
1.5.6	Daños.....	25
1.5.7	Control.....	27
1.6	Picudo del chile <i>Anthonomus eugenii</i> Cano (Coleoptera: Curculionidae)...	30
1.6.1	Distribución e importancia.....	30
1.6.2	Hospederos.....	31
1.6.3	Descripción morfológica.....	31
1.6.4	Ciclo de vida.....	33
1.6.5	Biología y hábitos.....	34
1.6.6	Ecología.....	36
1.6.7	Daños.....	37
1.6.7	Control.....	39
1.7	Pulgones <i>Aphis gossypii</i> Glover, <i>Macrosiphum euphorbiae</i> (Thomas) y <i>Myzus persicae</i> (Sulzer).....	42
1.7.1	Importancia.....	42
1.7.2	Descripción morfológica.....	43
1.7.3	Biología.....	44
1.7.4	Daños.....	46
1.7.5	Control.....	47
1.8	Minador de la hoja <i>Liriomyza</i> sp. (Diptera: Agromyzidae).....	48
1.8.1	Importancia.....	48
1.8.2	Descripción morfológica.....	49
1.8.3	Biología.....	50
1.8.4	Ciclo de vida.....	51
1.8.5	Daños.....	52
1.8.6	Control.....	53
1.9	CITAS BIBLIOGRAFICAS.....	55

CAPITULO II. DINAMICA POBLACIONAL DE LOS PRINCIPALES INSECTOS PLAGA EN EL CULTIVO DE CHILE Y TOMATE EN LA ZONA DEL BAJÍO MICHOACANO.....	71
2.1 INTRODUCCIÓN.....	71
2.2. MATERIALES Y MÉTODOS.....	73
2.2.1 Localización del área de estudio.....	73
2.2.2 Muestreos de insectos.....	74
2.2.3 Procesamiento de datos.....	76
2.3 RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	77
2.3.1 Dinámica poblacional de plagas en Vista Hermosa.....	77
2.3.2 Dinámica poblacional de plagas en Yurecuaro.....	82
2.3.3 Dinámica poblacional del picudo del chile.....	88
2.4 CONCLUSIONES.....	96
2.5 CITAS BIBLIOGRAFICAS.....	97
 CAPITULO III. ESTADO FITOSANITARIO DE LA ZONA PRODUCTORA DE HORTALIZAS DEL BAJÍO MICHOACANO.....	 99
3.1 INTRODUCCIÓN.....	99
3.2 MATERIALES Y MÉTODOS.....	101
3.3 RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	102
3.4 CONCLUSIONES.....	114
3.5 CITAS BIBLIOGRAFICAS.....	115
ANEXO.....	118

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
CAPITULO I. REVISIÓN DE LITERATURA	1
Figura 1. Rendimiento de los principales municipios productores de tomate en Michoacán.....	2
Figura 2. Producción (ton ha ⁻¹) de los principales municipios del estado de Michoacán.....	4
Figura 3. Huevecillos a) y larvas recién emergidas b) de <i>S. exigua</i> depositadas en hoja de chile.....	5
Figura 4. Daños ocasionados por la larva de <i>S. exigua</i> en las hojas de chile.....	7
Figura 5. Adulto de mosquita blanca en envés de la hoja de chile.....	15
Figura 6. Huevecillos a) y ninfa b) de la paratrioza en el envés de la hoja de chile.....	24
Figura 7. a) Larva del picudo del chile alimentándose dentro del fruto y b) pupa del picudo del chile.....	32
Figura 8. Adulto del picudo del chile.....	32
Figura 11. Daños en el interior del fruto a) y orificio de salida del picudo del chile b).....	38
Figura 9. Minas ocasionados por el minador de la hoja en chile.....	52
 CAPITULO II. DINAMICA POBLACIONAL DE LOS PRICIPALES INSECTOS PLAGA EN EL CUTIVO DE CHILE Y TOMATE EN LA ZONA DEL BAJÍO MICHOACANO.....	 71
Figura 1. Croquis de los municipios donde se realizó la investigación. Google Earth.....	74
Figura 2. a) Trampas en envases con melaza para adultos lepidópteros y b) trampas pegajosas amarillas para la captura del picudo del chile.....	75
Figura 3. Dinámica poblacional de las plagas insectiles en el cultivo de chile. Vista Hermosa, Mich. Ciclo P-V 2007. Eje X: Número de insectos por charola. Eje Y: tiempo en semanas.....	78

Figura 4. Dinámica poblacional de las plagas insectiles en el cultivo de tomate. Vista Hermosa, Mich. Ciclo P-V 2007. Eje X: Número de insectos por charola. Eje Y: tiempo en semanas.....	79
Figura 5. Dinámica poblacional de las plagas insectiles en el cultivo de chile. Vista Hermosa, Mich. Ciclo P-V 2008. Eje X: Número de insectos por charola. Eje Y: tiempo en semanas.....	81
Figura 6. Dinámica poblacional de las plagas insectiles en el cultivo de tomate. Vista Hermosa, Mich. Ciclo P-V 2008. Eje X: Número de insectos por charola. Eje Y: tiempo en semanas.....	81
Figura 7. Dinámica poblacional de las plagas insectiles en el cultivo de chile. Yurecuaro, Mich. Ciclo P-V 2007. Eje X: Número de insectos por charola. Eje Y: tiempo en semanas.....	83
Figura 8. Dinámica poblacional de las plagas insectiles en el cultivo de tomate. Yurecuaro, Mich. Ciclo P-V 2007. Eje X: Número de insectos por charola. Eje Y: tiempo en semanas.....	83
Figura 9. Dinámica poblacional de las plagas insectiles en el cultivo de chile. Yurecuaro, Mich. Ciclo P-V 2008. Eje X: Número de insectos por charola. Eje Y: tiempo en semanas.....	85
Figura 10. Dinámica poblacional de las plagas insectiles en el cultivo de tomate. Yurecuaro, Mich. Ciclo P-V 2008. Eje X: Número de insectos por charola. Eje Y: tiempo en semanas.....	86
Figura 11. Dinámica poblacional del picudo del chile en el municipio de Vista Hermosa, Mich. Ciclo P-V: 2007. Eje X: Número de insectos por charola. Eje Y: tiempo en semanas.....	89
Figura 12. Dinámica poblacional del picudo del chile en Vista Hermosa, Mich. Ciclo P-V: 2008. Eje X: Número de insectos por charola. Eje Y: tiempo en semanas.....	91
Figura 13. Dinámica poblacional del picudo del chile en Yurecuaro, Mich. Ciclo P-V: 2008. Eje X: Número de insectos por charola. Eje Y: tiempo en semanas.....	91
Figura 14. Incidencia de las principales plagas que se presentaron en el cultivo de tomate de acuerdo a la fenología. Ciclo P-V: 2007 y 2008...	93
Figura 15. Incidencia de las principales plagas que se presentaron en	

el cultivo de chile de acuerdo a la fenología. Ciclo P-V: 2007 y 2008.....	93
CAPITULO III. ESTADO FITOSANITARIO DE LA ZONA PRODUCTORA DE HORTALIZAS DEL BAJÍO MICHOACANO.....	98
Figura 1. Método de control más utilizado para el control de plagas. Encuesta realizada en el ciclo 2009.....	105
Figura 2. Porcentaje de aplicaciones realizadas en las parcelas donde se dio con un enfoque de manejo integral. Ciclo P-V: 2008.....	106
Figura 3. Etapa en que los productores consideran que las plagas causan mayor daño al cultivo.....	110
Figura 4. Número de productores que tienen conocimiento de los efectos nocivos de los plaguicidas en el cultivo, medio ambiente, y salud humana.....	110

DINÁMICA POBLACIONAL DE LAS PRINCIPALES PLAGAS INSECTILES Y SITUACIÓN DEL MANEJO FITOSANITARIO DEL CULTIVO DE CHILE Y TOMATE EN EL BAJIO MICHOACANO

POPULATION DYNAMICS OF THE MAJOR INSECT PESTS AND PLANT HEALTH STATUS OF TOMATO AND CHILE PEPPER IN THE BAJIO MICHOACANO

Ávila-Alistac N.¹, Rebollar-Alviter A.³, Solis-Aguilar J. F.² y Mendoza-Marbán N.²

RESUMEN

Los objetivos de esta investigación fueron conocer la dinámica poblacional de las principales plagas insectiles del cultivo de tomate y chile en el Bajío Michoacano, y conocer la situación actual del manejo que le dan los productores, a fin de establecer una línea base que contribuya a implementar un programa de manejo Integrado de Plagas en la región. La investigación se realizó en los municipios de Yurecuaro y Vista Hermosa, se realizaron muestreos semanales de insectos plaga adultos entre los ciclos de verano-otoño del 2007 y 2008. Durante 2009 se realizaron encuestas a productores a fin de conocer el manejo fitosanitario que le dan a sus cultivos. Los monitoreos indicaron que las principales plagas que se presentaron en ambos cultivos fueron mosquita blanca, paratrioza, trips, gusano soldado, minador de la hoja, pulgones y picudo del chile en el caso del cultivo de chile. En los dos años de monitoreos las mayores poblaciones correspondieron a la mosca blanca y paratrioza, iniciando las poblaciones en el mes de octubre en el año 2008 para ambos cultivos y en el 2009 se observaron a partir del mes de septiembre, con los picos a partir del mes de noviembre para ambos cultivos. De los resultados de la encuesta aplicada a productores resalta la falta de conocimiento de los productores con respecto al uso y manejo adecuado de plaguicidas, el desconocimiento de las normas de inocuidad, conceptos de MIP, aplicaciones excesivas de plaguicidas, entre otros aspectos. Estos resultados, aunado a las dinámicas obtenidas, contribuirán a sentar las bases para la implementación de programas de Manejo Integrado de Plagas en la región.

Palabras clave: Chile, tomate, dinámica poblacional, plagas, manejo integral

ABSTRACT

The objectives of this study were to determine the population dynamics of major insect pests of tomato and chile pepper crops in the Bajío Michoacano, and to know the current management situation that the producers give to these crops in order to establish a baseline in order to implement a and integrated pest management program in this region. The study was conducted in the municipalities of Yurecuaro and Vista Hermosa. Weekly samples of adult insect pest were collected conducted during the seasons between summer and autumn of 2007 and 2008. During 2009, surveyed a survey was conducted among producers in order to know the phytosanitary management they give to their crops. The monitoring indicated that the major pests in both crops were whitefly, potato psyllid, thrips, beet armyworm, leafminer, aphids and pepper weevils in the case of chili peppe. In the two years of monitoring largest populations of whiteflies and potato psyllid were sampled beginning in October in the year 2008 for both crops, and in 2009 these high populations were observed in September, with peaks in November for both crops. The results of the survey conducted indicated a lack of knowledge on the proper use and handling of pesticides, lack of safety standards, concepts of IPM, and excessive applications of pesticides, among others aspects considered. These results, coupled with the dynamics obtained will help to lay the groundwork for the implementation of programs for integrated pest management in the region.

Keywords: Chile, tomato, population dynamics, pest management, integrated management.

¹ Estudiante de Maestría en Ciencias en Protección Vegetal, Departamento de Parasitología Agrícola, Universidad Autónoma Chapingo.

² Departamento de Parasitología Agrícola, Universidad Autónoma Chapingo.

³ Centro Regional Universitario Centro Occidente, Universidad Autónoma Chapingo.

CAPITULO I. REVISIÓN DE LITERATURA

1.1 Cultivo de tomate

1.1.1 Antecedentes

El origen del tomate está muy debatido ya que muchos autores difieren de su origen, Rodríguez *et al.*, (2001) argumentan que ésta hortaliza es originaria de Sudamérica y más concretamente en la región andina, y que posteriormente fue llevado a diferentes lugares, extendiéndose por todo el Continente. Por otra parte de acuerdo con CABI (2005), el origen del tomate es de la región Andina y Sur de América, cubriendo las partes de Bolivia, Chile, Ecuador, Colombia y Perú. Así mismo, evidencias arqueológicas y circunstanciales (diversidad de tipos y usos culinarios, abundancia de nombres locales) todos sugieren que el tomate fue domesticado en México, que es parte del centro de origen y que es el más probable antecesor del primitivo tomate cherry (*L. esculentum* var. *cerasiforme* (Dunal) Gray). CABI (2005) confirma lo que argumenta Nuez *et al.*, (1995) que *Lycopersicum* se extiende del norte de Chile al sur de Colombia y de las Costas del Pacífico a las estibaciones orientales de los Andes. Donde se encuentran varias especies de forma natural. Todas las especies tienen áreas de distribución bien definidas, excepto *L. esculentum* var. *cerasiforme* (Dunal) Gray), el cual como ya se describió anteriormente es originario de México.

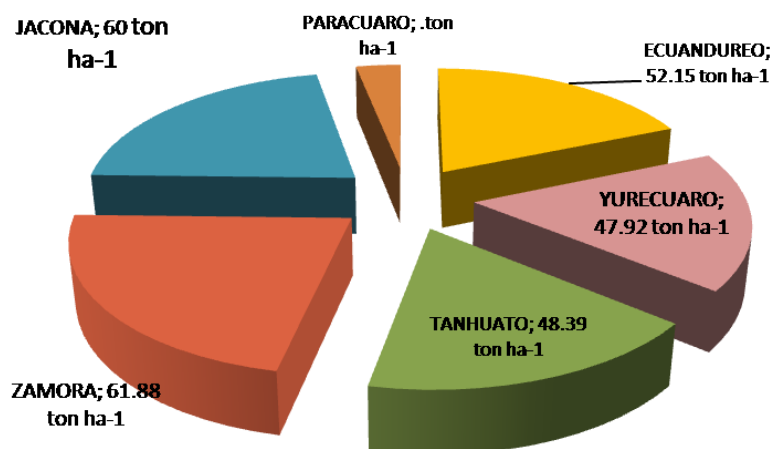
1.1.2 Producción internacional y nacional

El tomate es una de las hortalizas de gran importancia a nivel mundial y nacional. De acuerdo con datos de FAO (2010), los principales países productores de jitomate para el año 2007 fueron China (33' 596 881 ton), Estados Unidos (14' 185 180 ton), India (10' 054 600 ton), Turquía (9' 945 043 ton) y Egipto (8' 639 024 ton). México se encuentra en el décimo lugar generando 3' 150 353 toneladas.

A nivel nacional, en el año 2008 se tuvo una superficie sembrada de 57 248.08 ha, de las cuales se obtuvo una producción de 2' 263 201.65 ton, generando un valor de producción de \$ 12' 699 612.99 en ese año. Los principales estados productores de esta hortaliza se concentra en Sinaloa (782 909.5 ton), Baja California Norte (206 257.11 ton), Michoacán (175 702.64 ton), San Luis Potosí (139 653 ton), Jalisco (122 420.73 ton) y Baja California Sur (112 027.87 ton). Tan solo en estos cinco estados se concentra el 68% de la producción nacional. Michoacán ocupa el tercer lugar en la producción de tomate generando el 8% de la producción nacional, teniendo un rendimiento en ese mismo año de 32,89 ton ha⁻¹ (SIAP, 2010).

1.1.3 Producción municipal

Los principales municipios del estado que producen tomate son Ecuandureo (41 195 ton), Yurecuaro (22 882.5 ton), Tanhuato (19 247.5 ton), Zamora (9 900 ton) y Paracuaro (6 436 ton). En Yurecuaro destinan 477.5 hectáreas para la producción de ésta hortaliza y Vista Hermosa solo 86 hectáreas, encontrándose en el decimo lugar de la producción. En la figura 1 se muestra el rendimiento de los 6 principales municipios de Michoacán (SIAP, 2010).



Datos: (SIAP, 2010).

Figura 1. Rendimiento de los principales municipios productores de tomate en Michoacán.

1.2 Cultivo del Chile

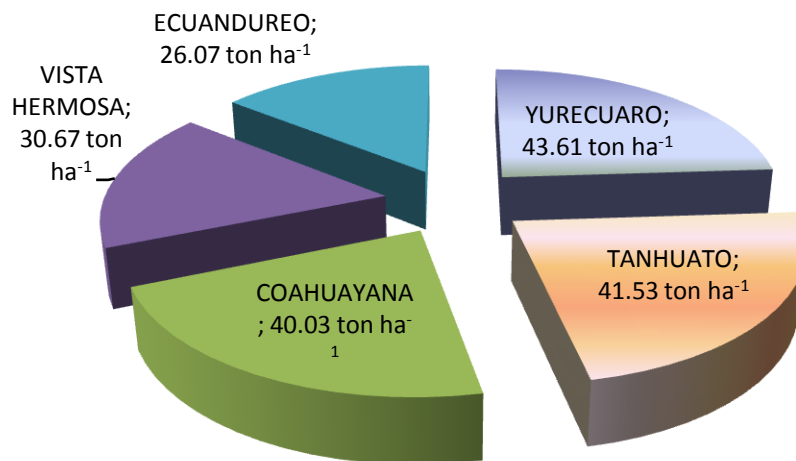
1.2.1 Importancia mundial y nacional

La producción de chile a nivel mundial se concentra en 20 países, de acuerdo con los datos de FAO, para el año 2007 China (14' 026 272 ton) fue el principal productor, seguido por México (1' 890 428 ton), Turquía (1' 759 224 ton), Indonesia (1' 128 790 ton) y España (1' 059 500 ton) (Faostat, 2010).

De acuerdo con SIAP (2010), el chile es sembrado en toda la República Mexicana ya sea en temporal o riego, en el año 2008 se tenía una superficie de 146 263.74 ha, con una producción total de 2' 051 685.32 ton, generando un valor de la producción de \$ 11' 277 701.67 para ese año. Sin embargo, los principales estados donde se concentra solo el 50% de producción nacional son Sinaloa (611 490.24 ton) y Chihuahua (413 122.29 ton), los estados que le siguen son Zacatecas (213 129.45 ton), San Luis Potosí (135 824.45 ton), Tamaulipas (114 766.4 ton), Jalisco (76 566.37 ton), Michoacán (67 174.95 ton) y Baja California Sur (50 948.75 ton). Michoacán solo genera el 3% de producción nacional, encontrándose en el séptimo lugar, aunque estos datos varían cada año.

1.2.2 Producción municipal

El estado de Michoacán cuenta con un total de 113 municipios de los cuales en 37 de ellos se siembra chile, ya sea en mayor o menor superficie. En el año 2008, los principales municipios con mayor producción fueron Yurecuaro (23 462 ton), Tanhuato (17 815 ton), Coahuayana (8 006.5), Vista hermosa (4 140 ton) y Ecuandureo (2 372 ton) (Fig. 2). Solo en Yurecuaro y Tanhuato se concentra el 62% (41 277 ton) de la producción estatal (SIAP, 2010).



Datos: (SIAP, 2010).

Figura 2. Producción (ton ha⁻¹) de los principales municipios del estado de Michoacán.

Existen muchas plagas y enfermedades que atacan al cultivo del chile y tomate, generando pérdidas considerables si no se tiene un control adecuado del problema fitosanitario. Las plagas también son consideradas importantes dentro del cuidado que se le debe de dar al cultivo, lo que representa un porcentaje importante de los costos de producción. Entre las principales plagas que se presentan de mayor importancia en el tomate y chile se mencionaran a continuación.

1.3 Gusano soldado *Spodoptera exigua* y gusano del fruto *Helicoverpa* (= *Heliothis*) *zea* (Boddie) (Lepidóptera: Noctuidae)

1.3.1 Importancia y distribución

El gusano soldado y el gusano del fruto, son dos plagas que causan daño a varios cultivos de importancia económica, generando pérdidas considerables si no se llega

a tener un control a tiempo. Ambas plagas son consideradas polífagas que ataca comúnmente a cultivos de maíz, sorgo, trigo, tomate, chile, ajonjolí, cacahuete, legumbres, brócoli, esparrago, berenjena, nabo, papa, lechuga, fríjol, algodón, betabel, entre otros cultivos así mismo de plantas no cultivadas (Rodríguez y Marín, 2008; Capinera, 2008a).

1.3.2 Descripción morfológica

Con lo que respecta a su morfología estas plagas presentan algunas variantes, de las cuales se mencionaran de acuerdo al orden de descripción.

Huevo. En el caso de *S. exigua* son esféricos y miden 0.7 mm de diámetro, depositados en masas de entre 50 a 150 huevecillos, cubiertos por una masa de escamas (CABI, 2005), los huevecillos antes de eclosionar se muestran de color café claro (Fig. 3a). En *H. zea*, son depositados en forma individual y tienen un diámetro de menos de 1 mm, son blancos a blancos-crema al principio y muestran un anillo rojo oscuro o marrón a partir de las 24 horas. Se caracterizan por su forma casi esférica y por tener estrías que van desde la base hasta el ápice. Pueden ser confundidos con los del falso gusano medidor, *Trichoplusia ni*, pero éstos son más aplanados y tienen estrías finas (CATIE, 1993).



Figura 3. Huevecillos a) y larvas recién emergidas b) de *S. exigua* depositadas en hoja de chile.

Larva. Ambas plagas pasan por 5 ó 6 estadíos, completando su desarrollo en periodos de 10 a 16 días, llegan a presentar una diversidad de colores debido a su tipo de alimentación (CATIE, 1993). Cuando están recién emergidas tiene la cabeza más grande que el cuerpo y es de color negro, con el cuerpo de una coloración gris claro (Fig. 3b).

En *S. exigua* llegan a medir de 2.5 a 3.5 cm de longitud; en cambio *H. zea* de 3 hasta 5 cm de longitud (Valdivieso y Núñez, 1984). A pesar de que pueden variar de coloración por el tipo de alimentación, en *S. exigua* presenta en la parte del mesotórax una mancha verde oscura (CATIE, 1993; Bautista *et al.*, 2006), y en *H. zea* presentan una franja oscura con microespinas dividida por una línea clara, además los pináculos setíferos del VIII segmento abdominal, no poseen microespinas y las mandíbulas carecen de un retináculo (Bautista, *et al.*, 2006).

Adulto. Los adultos de *S. exigua* son palomillas café-grisáceas, mismas que miden de 2.5 a 3.0 cm de expansión alar, presentan una mancha blanquecina semicircular en el centro de las alas anteriores, cerca del margen costal, también presentan dos bandas claras transversas en forma de zigzag (Bautista *et al.*, 2006). Los adultos son de color castaño y poseen alas traseras blancas, con una envergadura de 2.8 a 5.0 cm (CATIE, 1993).

Las palomillas de *H. zea* presentan alas anteriores de color amarillo pajizo con una mancha oscura, casi circular, cerca del centro del ala y manchas oscuras irregulares cerca del ápice de la misma, las alas posteriores son más claras y poseen una franja obscura en el extremo apical (Bautista *et al.*, 2006).

Por otra parte Valdivieso y Núñez (1984), señalan que en las alas anteriores se observa una mancha en forma de herradura en el centro de cada una de ellas. Las posteriores presentan una banda transversal oscura en el borde externo, teniendo una expansión alar de 4 a 6 cm.

1.3.3 Biología y hábitos

En el caso de *S. exigua* las hembras ponen numerosos huevos en masas sobre las hojas, recubriéndolos con escamas, lo que da a éstas masas el aspecto de una pelusa (CATIE, 1993; Bautista *et al.*, 2006). Las larvas se alimentan en grupo, ocasionalmente cubiertas por una seda; se alimentan en el envés de la hoja, royendo la superficie, se puede identificar fácilmente los daños de esta especie porque esqueletizan las hojas (Fig. 4), es decir dejan las nervaduras de las hojas. A partir del segundo instar o tercer estadio, se dispersan sobre la planta y se les puede encontrar alimentándose solas o en pequeños grupos (CATIE, 1993), también se pueden alimentar de frutos pequeños, los que perfora alimentándose por completo de su interior (Bautista *et al.*, 2006). Cuando la densidad poblacional de las larvas es alta, tienen el color más oscuro que el estadio típico y su comportamiento es de ser caníbales (CATIE, 1993).



Figura 4. Daños ocasionados por la larva de *S. exigua* en las hojas de chile.

Los huevos de *H. zea* se encuentran generalmente en las hojas más cercanas a las flores e inmediatamente debajo de ellas, son colocados individualmente, pudiendo ovipositar en follaje o en frutos pequeños (Bautista *et al.*, 2006).

Las larvas de primer estadio se mueven a los frutos más cercanos, y en su ausencia, perforan los botones y las flores. A veces también taladran el tallo. Prefieren frutos

verdes y, generalmente completan el ciclo larval en un solo fruto, aunque las larvas pequeñas son capaces de afectar varios de ellos (CATIE, 1993).

Se ha demostrado que los adultos de *Heliothis* pueden volar a distancia considerables movilizándose hacia el cultivo cuando se inicia la etapa de floración (CATIE, 1993).

Ambas especies pupan en el suelo, donde completan su desarrollo (Bautista, *et al.*, 2006). Los adultos de ambas especies son nocturnos por lo cual son activos durante el período de la oscuridad. Durante el día generalmente permanecen escondidos en la vegetación, pero a veces se puede ver alimentándose de néctar. La oviposición comienza a los tres días después de la emergencia, continuando hasta su muerte (Capinera, 2006).

1.3.4 Ciclo de vida

El estado larval a adulto de *H. zea* tiene una duración de entre 14 y 28 días, según las condiciones ambientales, siendo similar al ciclo de vida de *S. exigua* (17 a 24 días aproximadamente) (CATIE, 1993). En el caso de *S. exigua* los huevecillos eclosionan a los dos o tres días; el estado larval varía de 9 a 10 días en tiempo cálido y en caso de pupa tiene una duración de 6 a 7 días respectivamente (Capinera, 2008a). Las hembras se diferencian de los machos por presentar la mancha en herradura más definida en las alas anteriores, abdomen ensanchado y alargado al extremo. Las hembras alcanzan su madurez sexual en 2 a 3 días, con un periodo de preoviposición de 4 a 8 días, alcanzando una longevidad de 14 días en hembras y 15 en machos. Una hembra puede ovipositar de 500 a 3, 000 huevos durante su vida (Valdivieso y Núñez; 1984).

1.3.5 Daños

En las especies de *S. exigua* los daños empiezan cuando varias larvas raspan la superficie de las hojas, causando una defoliación, y si ya hay presencia de fruto, los ataca, masticando la parte exterior o en ocasiones se introduce a ellos, haciendo orificios en forma circular o irregulares, pero secos y sin presencia de excremento, caso contrario para *H. zea*, que estas larvas se introducen en el fruto y normalmente ahí completan su desarrollo, al alimentarse dejan una cavidad interna sucia y acuosa, así mismo se observa fuera del fruto orificios irregulares. Las larvas más desarrolladas se esconden en el suelo durante el día, pueden también actuar como cortadores, destruyendo plantas de hasta de 30 cm de altura, mediante túneles en la parte inferior del tallo (Chávez y Rojas, 2004).

1.3.6 Control

Control cultural. Eliminar posibles plantas hospederas que se encuentren alrededor del cultivo. El realizar el barbecho, se expone las pupas al sol, muriendo por deshidratación o son devorados por pájaros.

Control genético. Otra alternativa es el uso de variedades transgénicas, las cuales contienen *B. thuringiensis*, por mencionar algunos cultivos como el tomate y papa (Ali *et al.*, 2010); sin embargo no ha sido muy aceptado.

Control biotécnico. Se recomienda colocar trampas con feromonas para detectar la presencia de adultos. El muestreo por daños y larvas, combinado con la acción del umbral de 0.3 larvas por planta, determina el momento de utilizar insecticidas. Se recomienda hacer el muestreo dos veces por semana ya que los adultos invaden frecuentemente los cultivos durante la semana (Capinera, 2008a). De igual manera las feromonas pueden ayudar a interrumpir el apareamiento e inhibir o eliminar la reproducción. La saturación de la feromona en la atmosfera alrededor del campo

hace susceptible a *S. exigua* y *H. zae*, se ha estimado una reducción del apareamiento por un 97% (Takai and Wakamura, 1995).

Control biológico. Entre los parasitoides más comunes están *Chelonus insularis* Cresson, *Cotesia marginiventris* (Cresson) y *Meteorus autographae* (Muesbeck) (todos Hymenoptera: Braconidae) y el tachinido *Lespsia archippivora* (Riley) (Diptera: Tachinidae) (Ruberson *et al.*, 1994; Oatman and Platner 1972, citado por Capinera, 2008a). De acuerdo con el endoparasitoide *C. marginiventris* Urbaneja *et al.*, (2002) menciona que dependiendo del número de capturas en las trampas y del nivel poblacional de la plaga mediante muestreo de huevos, se podría determinar la dosis de liberación (entre 1000 a 3000 individuos ha⁻¹). Las larvas de *Spodoptera* spp. con parasitismo avanzado se puede diferenciar porque en la parte final del abdomen es más blanca que el resto del cuerpo, estando en esa parte la larva de *C. marginiventris*.

Los predadores más frecuentes de huevecillos y pequeñas larvas esta la chinche pirata *Orius* spp. (Hemiptera: Anthocoridae), chinche grande (*Geocoris* spp. (Hemiptera: Lygaeidae), *Navis* spp. (Hemiptera: Nabidae) y el *Podisus maculiventris* (Say). También existen hongos que pueden realizar un control como *Erynia* sp. y *Nomurea rileyi* (Ruberson *et al.*, 1994; Wilson 1933 & 1934, citado por Capinera, 2008). La importancia de los factores de mortalidad varía entre los cultivos y entre las regiones geográficas. El uso excesivo de pesticidas para el control de *S. exigua* ha favorecido la aparición de otras plagas, como el minador de la hoja *Liriomyza trifolii* (Burgess) (Capinera, 2008a).

Los nematodos entomópatógenos (Rhabditida: Steinernematidae y Heterorhabditidae) han infectado a larvas y adultos de *S. exigua* con éxito. Asimismo el parasitoide *Trichogramma* spp., avispa parasitoide de huevos de lepidópteros, tiene un buen control de *H. zea*, *Trichoplusia ni*, *Anticarsia gennatalis*, *Diaphania* sp., *Alabama argillacea*, *Diatraea saccharalis*, *Spodoptera* sp. y *Mocis latipes* (Carballo, 2002).

Bonilla (2000), indicó que al hacer aplicaciones de *Trichogramma pretiosum* cada tres días (55, 000 adultos/ha) durante la floración y fructificación intercalado en el cultivo de tomate con aplicaciones de *B. thuringiensis* no llegó a controlar de manera favorable a *Spodoptera* spp. y *H. zea*, también observó que se genera más costos al hacer liberaciones de este parasitoide comparado con hacer aplicaciones de insecticidas químicos (metomyl y bifentrina); no obstante, es una buena alternativa para un manejo integral, ya que mantuvo los niveles críticos de *H. zea* bajos.

Bacillus thuringiensis subsp. *aizawai* (Bacterium: eubacteriales), es un insecticida biológico que actúa por ingestión, eficaz sobre larvas jóvenes, con buen control de *Spodoptera* spp. así mismo a otros lepidópteros (Ibarra *et al.*, 2006).

Otra de las opciones para el control de las larvas de lepidópteros es el uso de el virus de la poliedrosis nuclear, cuerpos de inclusión poliedrica producidos en larvas de lepidopteros, el cual está ampliamente documentado que es selectivo a larvas. En 48 horas, las larvas se encuentran enfermas y moribundas y suben a la parte superior de la planta donde quedan adheridas y colgando de las hojas y finalmente mueren (Durán, 2004).

Caballero *et al.*, (2009) observaron que al hacer aplicaciones de la cepa de virus nativa de Almeria, España, es letal a las seis horas y el 80 % de la población muere a los cuatro días, y la mayoría de los insectos mueren a los siete días después de hacer la aplicación.

Control bioquímico. Las larvas de *S. exigua* y *H. zea* son susceptibles a productos a base de neem. Los huevos pueden morir con aceite de petróleo, y tanto las larvas jóvenes como los huevos pueden ser controlados con aplicaciones al 5 % de aceite de semillas de algodón; sin embargo, esta concentración puede dañar de igual forma a las plantas (Butler and Henneberry 1990).

El Spinosad es una mezcla de el spinosyn A y spinosyn D, ambos son componentes secundarios derivados del proceso de fermentación de la bacteria del suelo *Saccharopolyspora spinosa*, que pertenece a la clase Actinomiceta (Actinomicetos). Tiene buen control sobre larvas de lepidópteros y de otras familias (Ibarra *et al.*, 2006).

Control químico. Ghosh *et al.*, (2010) evaluaron el Spinosad junto con Lambda cialotrina 5% EC, cipermetrina 10 EC, quinalfos 25% para el control de *Helicoverpa armigera*, encontrando a spinosad (de 73 a 84 g i.a./ha) que fue más efectivo que quinalfos, lambda cialotrina y cypermetrina, así mismo se mostró en los tres depredadores *Menochilus sexmaculaus*, *Syrphus corollae* y *Chrysoperla carnea*.

1.4 Mosquita blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) y *Trialeurodes vaporariorum* Westwood (Hemiptera: Aleyrodidae)

1.4.1 Importancia y distribución

A nivel mundial existen 1 200 especies en 126 géneros de mosquita blanca, de las cuales 63% son especies tropicales (Penagos y Williams, 1995; Medina, 1996). Éstos insectos se encuentran generalmente en los trópicos y subtrópicos, en áreas entre las latitudes 30° norte y 30° sur (Medina, 1996).

En la década de los ochenta, la mosquita blanca cambio su conducta, de ser una plaga esporádica en algodón, melón, calabaza, lechuga y remolacha azucarera, a ser un problema de proporciones epidémicas, ya que el fenómeno se caracterizó por rápidas tasas de crecimiento y movilizaciones intercultivo y multicultivo, dentro del sistema agrícola (Medina, 1996).

Las especies de importancia en México son *Trialeurodes vaporariorum* Westwood y *Bemisia tabaci* (Gennadius), ésta última es la más importante y nociva en la región noroeste de México. A principio de la década de los noventa la mosquita blanca se convirtió en una plaga importante en los valles de Mexicali, B. C. e Imperial, California en Estados Unidos, reflejándose pérdidas de 60 000 millones de pesos en México y 111 millones de dólares en E. U. Aunque las especies mencionadas anteriormente causa considerables daños, se ha descubierto un biotipo de *B. tabaci* ("B"), describiéndolo como una especie nueva llamada *B. argentifoli* Bellows y Perring en 1994 (Brown *et al.*, 1995; Penagos y Williams 1995; Medina, 1996).

La mosquita blanca (*B. tabaci* y *B. argentifolii*) transmiten más de 30 agentes causales de enfermedades virales, tales como geminivirus y closterovirus, que afectan a las plantas. Los geminivirus se encuentran prácticamente en los cultivos de chile, tomate, tabaco, calabaza y tomate de cascara (Torres *et al.*, 1996).

1.4.2 Descripción morfológica

Las especies de mosca blanca presentan tres estados diferenciados: huevo, ninfa y adulto (Bautista *et al.*, 2006). En forma general, las ninfas de las mosquitas blancas tienen la apariencia de escamas pequeñas; alrededor del cuerpo y en el dorso presentan filamentos cerosos blanquizcos, cuyo número se utiliza para diferenciar el instar ninfal de la especie (Domínguez *et al.*, 1989).

Huevo. Los huevos son elípticos o alargado en forma de huso, colocados en forma aislada, ocasionalmente en grupos irregulares, y sin pedicelo que son insertados superficialmente en el tejido, de color blanquecino, cuando está próximo a eclosionar se torna de color café o rojizos, frecuentemente están cubiertos por una secreción cerosa (Rodríguez *et al.*, 2001; Bautista, 2006; Bautista *et al.*, 2008).

Ninfa. La ninfa presenta cuatro instares ninfales, durante los tres primeros, la ninfa se alimenta succionado savia de la planta (Bautista *et al.*, 2006). La ninfa del primer instar es ovalada, aplanada, con colores blanco amarillento y semitranslúcida, presenta antenas y patas en el tejido de la planta; es la única que tiene movilidad aunque es muy limitado. Recién emergida camina sobre el envés de la hoja para escoger un lugar donde alimentarse, fijan sus estiletes y allí permanecen durante todo el desarrollo ninfal (Domínguez, 1989; Bautista *et al.*, 2006 y 2008). El segundo instar presenta antenas y patas rudimentarias, no es móvil, únicamente se alimenta. El tercer instar aumenta su tamaño y es transparente-cremoso. El cuarto instar ninfal no se alimenta y se torna de color verde amarillento y se hacen evidentes los ojos rojos, además poco móvil por lo que se conoce en forma convencional como pupa (Bautista *et al.*, 2006).

Domínguez (1989), menciona que la ninfa del cuarto instar (pupa) generalmente adquiere un color oscuro, es aplanada como las ninfas más pequeñas; ésta mide aproximadamente 0,8 mm. En el caso de *T. vaporariorum* se diferencia de *B. tabaci* porque presentan filamentos que se extienden fuera de su cuerpo (Rodríguez *et al.*, 2001).

Adulto. Al emerger, los adultos tienen el cuerpo amarillo y las alas transparentes. Pronto se cubren del polvo ceroso blanco característico. Los ojos son rojos, estando divididos transversalmente por una zona membranosa de pilosidad muy delicada que separa dos grupos de omatidias (Nuez *et al.*, 1995). Tiene la apariencia de una pequeña palomilla. Poseen dos pares de alas blancas con aspecto polvoso o ceroso (Domínguez, 1989). En reposo las alas se pliegan sobre el dorso en forma de tejado casi rectangular (Fig. 5) (Bautista *et al.*, 2008). En cuanto su tamaño llegan a medir de 1.2 mm a 1.5 mm de longitud dependiendo de la especie (Rodríguez *et al.*, 2001).

Los adultos se ubican en el envés de las hojas, con las alas dispuestas en forma de tejado sobre el dorso del cuerpo, dejando al descubierto la cabeza y el tórax (Ripa *et al.*, 2008).



Figura 5. Adulto de mosquita blanca en envés de la hoja de chile.

La separación de las dos especies (*T. vaporariorum* y *B. tabaci*) a simple vista resulta muy difícil y aunque los adultos de *Bemisia* presentan una disposición de las alas menos redondeadas y más paralelas, solo por observación microscópica de genitales y otros detalles pueden ser separadas con cierta seguridad (Rodríguez *et al.*, 2001).

Para el caso de los biotipos de *B. tabaci* morfológicamente no se pueden distinguir entre los dos biotipos, pero existen algunas características biológicas que los diferencian: el biotipo B (*B. argentifolii*) presenta mayor rango de hospederos, ataca en mayores densidades de población y presenta capacidad para adquirir resistencia a los insecticidas que el biotipo A (Cahill *et al.*, 1996). Además el biotipo B induce desordenes fisiológicos en tomate (maduración desuniforme de los frutos) y cucurbitáceas (plateado de las hojas) que no son inducidos por el biotipo A, aunado a eso, tiene una elevada fecundidad (Perring, 2001).

La mayoría de las especies de moscas blancas no puede ser identificada utilizando características morfológicas de los adultos, a causa de la gran similitud entre muchas de ellas en esta etapa. Principalmente se basan en el estudio del cuarto instar ninfal, llamado comúnmente como "cubierta pupal" o "pupa" (Bedoya *et al.*, 2007).

1.4.3 Biología

La biología de las mosquitas blancas son similares, aunque en algunas especies varia su hospedante, como es el caso de *B. tabaci* biotipo B, el cual tiene mayor rango de hospedantes que el biotipo A (Rodríguez *et al.*, 2001).

Los adultos tienen una atracción especial por las hojas jóvenes verde claro del extremo vegetativo de las plantas, donde se dirigen para ovipositar en la cara inferior de las mismas (Rodríguez *et al.*, 2001). Cada hembra deposita de 150 huevos incluso hasta 350, los cuales son colocados preferentemente en el envés de las hojas apicales dispuestos en forma circular. La mosquita blanca al ovipositar inserta su aparato bucal y luego gira, dejando una fina capa de cera sobre los huevos, característica que permite reconocer su presencia (Ripa, *et al.*, 2008).

Con las sucesivas generaciones, se distribuye en los estratos de la planta; los adultos se encuentran en las hojas jóvenes, las ninfas de los primeros instares en las hojas medias y los últimos instares en las hojas más bajas (Rodríguez *et al.*, 2001). La emergencia del adulto ocurre por la parte dorsal, por una fisura en forma de "T". La mayor ocurrencia de este fenómeno ocurre durante el día. El adulto se queda cerca de la caja pupal por 10 ó 20 minutos para desplegar y secar las alas. Se producen escasas secreciones cerosas después de su emergencia. Sus dimensiones son menores que las de otros géneros, la longitud no pasa de 2.0 mm y con las alas extendidas no sobrepasan de 3.5 mm (Medina, 1996).

1.4.4 Ciclo de vida

La duración del ciclo biológico depende de las temperaturas y del hospedante en el que se desarrolla. En el caso del tomate lo completa en 28 días a temperaturas comprendidas entre 22 y 25 °C. A 12 °C el ciclo dura entre 103 y 123 días, mientras que a 30 °C tan sólo dura de 18 a 21 días. Los adultos pueden soportar temperaturas

próximas a 0 °C durante varias semanas seguidas (Castresana, 1986; Nuez *et al.*, 1995).

1.4.5 Daños

Los adultos y ninfas causan daños directos cuando se alimentan chupando la savia del floema, lo cual reduce el vigor de la planta, la calidad del producto y disminuye la producción (Cardona *et al.*, 2005).

La mosca blanca también causa daños por la excreción de un líquido azucarado pegajoso conocido como melaza, provocando que se desarrolle el hongo negro que se conoce como “fumagina” o “negrilla” (Rodríguez *et al.*, 2001). Al cubrir la parte superior de la hoja, el hongo causante de la fumagina interfiere con el proceso de fotosíntesis lo cual afecta el rendimiento del cultivo. Cuando las poblaciones son muy altas, pueden caer estas sustancias azucaradas en los frutos, disminuyendo la calidad del fruto (Cardona *et al.*, 2005).

El otro daño que causa es de forma indirecta al transmitir diversos virus principalmente del grupo closterovirus que son virus del falso amarilleo de la remolacha (BPYV), Virus del Amarilleo y Enanismo de las Cucurbitáceas (CYSDV), Virus de Amarillamiento Infeccioso de la Lechuga (LIYV), Virus clorótico de la lechuga (LCV), Virus de la Clorosis Infecciosa del Tomate (TICV), Virus Clorótico del Tomate (ToCV) y Virus del Amarillamiento de las Cucurbitáceas (SPCSV). Dentro de los cuales BPYV y TICV solo lo transmite *T. vaporariorum*, el CYSDV lo transmite con mayor eficiencia *B. tabaci* biotipo B que el A, Moreno *et al.*, (2009) confirmaron que este biotipo es transmisor del virus por medio de un análisis de secuencia de su ADN mitocondrial. Para el caso del virus LIYV el biotipo A, es tres veces más eficiente en transmitir el virus que el biotipo B; tanto el biotipo A y B transmiten el LCV; el ToCV lo transmiten las tres especies así mismo también *T. abutilonea*, y el

SPCSV lo transmite *B. tabaci* biotipo B, aunque aún no se ha comprobado con exactitud (Wisler *et al.*, 1998a).

Virus clorótico del tomate es el segundo virus de mayor importancia que transmiten las mosquitas blancas, se ha descrito infectando a tomate. El ToCV es diferente del Virus de la Clorosis Infecciosa del Tomate, basado en carecer de reacciones a través de serología y ácido nucleico, así mismo hay diferencias en especificidad del vector. TICV es transmitido solo por la mosquita blanca de invernaderos (*T. vaporariorum*), mientras que ToCV es transmitido por *T. abutilonea*, los biotipos A y B de *B. tabaci* y también por *T. vaporariorum* (Wisler *et al.*, 1998b).

Las plantas de tomate infectadas tanto por ToCV como por TICV presentan un amarilleamiento internervial de hojas de la zona baja e intermedia de la planta que pueden desarrollar manchas de color púrpura, rojizo o necrótico; así como enrollamiento de las hojas basales que se vuelven quebradizas, mientras que las hojas jóvenes apenas presentan síntomas. En el caso de TICV estos síntomas pueden ser un poco más severos. La producción puede verse disminuida ya que se reduce la capacidad fotosintética de las plantas. En fruto no se observan síntomas evidentes, pero si se ve reducido el tamaño y número de frutos (Wisler *et al.*, 1998a). El principal inconveniente que presenta el diagnóstico visual de estos virus es que sus síntomas pueden ser confundidos con desordenes fisiológicos o nutricionales (Wisler *et al.*, 1998b). Estos síntomas se pueden diferenciar en el tamaño de sus partículas virales, en la especie de la mosca blanca transmisora, en el rango de hospedantes y en que no existe relación serológica entre ellos (Wisler *et al.*, 1998a).

En un estudio realizado por Wintermantel and Wisler (2006), en un estudio realizado con el ToCV, demostraron que *T. abutilonea* y *B. tabaci* biotipo B son sumamente eficientes vectores de este virus. *B. tabaci* biotipo A y *T. vaporariorum* son vectores menos eficientes, pero tienen la capacidad de transmisión. ToCV persiste por arriba de los 5 días en *T. abutilonea*, 2 días en *B. tabaci* biotipo B, y solo un día en *B. tabaci* biotipo A y *T. vaporariorum*.

1.4.6 Control

Control cultural. Medina *et al.*, (2002) considera que la presencia de malezas puede favorecer la disponibilidad de enemigos naturales y su eficacia al proveer hospedantes o presas alternativas o la disponibilidad de alimento para la plaga o bien porque las malezas proveen alimento y refugio a los enemigos naturales. Por lo que recomienda que es importante considera que el cultivo no esté totalmente libre de malezas, ya que favorece el aumento de la mosca blanca.

Control físico. Se hizo un trabajo en el estado de Veracruz donde se determino los periodos de cobertura a los 0 (testigo), 35, 40 y 45 días después del trasplante y dos métodos de control de malezas, químico y manual. Los resultado que obtuvieron como el periodo óptimo de cobertura flotante o malla de polipropileno fue de 35 a 40 días después del trasplante en siembras en diciembre, con un incremento de al menos 47.9% con respecto a los tratamientos sin cubierta. Este tratamiento se vio menos afectado por la mosca blanca e incidencia de virus en las plantas (Domínguez *et al.*, 2002).

Control biológico. Se han realizado estudios para conocer los enemigos naturales de esta plaga, existentes en la mayoría de los países y como resultado de han identificado diversas especies de los géneros *Encarsia*, *Eretmocerus* (Hymenoptera: Aphelinidae) y *Amitus* (Hymenoptera: Platygasteriidae); depredadores de los géneros *Chrysopa*, *Nodita* (Neuroptera: Chrysopidae), *Coleomegilla*, *Cycloneda*, *Hyppodamia*, *Delphastus*, *Nephaspis*, *Scymmus* (Coleoptera: Coccinellidae), *Cyrtopeltis* (Hemiptera: Miridae), *Orius* (Heteroptera: Anthocoridae), *Condylostillus* (Diptera: Dolichopodidae), *Syrphidae* (Diptera), *Theridula* (Araneae: Theridulidae) y entomopatógenos de los géneros *Paecilomyces*, *Verticillium*, *Metarhizium*, *Aschersonia*, *Cladosporium* y *Beauveria*. De los cuales los más estudiados para su utilización en programas de control biológico han sido los parasitoides de los géneros *Encarsia* y *Eretmocerus*, predadores del género *Chrysopa* y entomopatógenos de los géneros *Paecilomyces*, *Verticillium* y *Beauveria* (Vázquez, 2002).

En los últimos años se han utilizado los hongos entomopatógenos *Paecilomyces fumosoroseus* y *Beauveria bassiana* para el control de la mosquita blanca; sin embargo, la virulencia de éstos se ve limitada por varios factores físicos y biológicos. Varias enzimas principalmente proteasa y quitinasas, degradan la proteína y quitina de la cutícula del insecto. El Dr. Benito Pereyra de la Facultad de Ciencias Biológicas de UANL en Monterrey N. L. obtuvo mutantes con el fin de incrementar la producción enzimática de quitinasas y proteasas de los hongos antes mencionados, teniendo un mejor control de la mosquita blanca (Ibarra *et al.*, 2006).

En este año Myartseva y Ruíz (2010) reportaron una nueva especie de parasitoide *Metaphycus Mercet* (Hymenoptera: Encyrtidae) de mosca blanca en el estado de Sinaloa. De la cual no se tiene mucho conocimiento sin embargo se han encontrado que salen de las ninfas de la mosca blanca.

Control bioquímico. Se evaluaron productos de extractos vegetales (Biogarlic, Extranatural, Neem) y los aceites minerales (Saf-T-Side, Nu-Film) con un testigo absoluto para el control de la mosca blanca en *Solanum melongena* L. Se obtuvieron resultados favorables para el control de la mosca, ya que todos tendieron a tener bajas poblaciones de huevecillo, ninfas y adultos de esta plaga. Concluyendo que los más económicos fueron Saf-T-Side y extranatural y pueden ser utilizados en el manejo integrado de esta plaga (González *et al.*, 2006).

El uso de sustancias puede evitar que el vector haga contacto con el cultivo, pero han sido poco evaluados en campo. En Costa Rica se han evaluado más de 60 extractos vegetales, de los cuales los siguientes han mostrado efectos promisorios: *Drymis granatensis* (Winteraceae), *Gliricidia sepium* (Fabaceae), *Sechium pittieri* (Curcubitaceae), *Chenopodium ambrosioides* (Chenopodiaceae), *Momordica charantia* (Curcubitaceae) y *Quassia amara* (Simaroubaceae) (Hilje, 2002).

Santiago *et al.*, (2009) evaluaron cuatro aceites esenciales de canela (*Cinnamomum zeylanicum* Breyne), naranja (*Citrus sinensis* (L.) Osbeck), clavo (*Eugenia*

caryophyllata Thumb.) y tomillo (*Thymus vulgaris* Lin.), realizando bioensayos en invernadero con discos de hoja de frijol tratado con cada aceite. Colocaron 20 adultos y midieron la repelencia de acuerdo a los insectos posados o no posados en el disco. Obteniendo que los mejores aceites esenciales fueron la canela y tomillo con una concentración de 1% (91 y 93% de repelencia) y el menos eficiente fue el de clavo.

Control químico. Aguilar *et al.*, (2007) evaluaron cinco insecticidas que se usan para el control de *B. tabaci* biotipo B en México, los cuales fueron acetamiprid (Rescate 20 PS; Bayer, México) como polvo soluble con 200 g kg⁻¹; cipermetrina (Politrin 200 CE; Syngenta Agro, México) como concentrado emulsionable con 200 g L⁻¹; imidacloprid (Confidor 350 SC; Bayer de México) como solución concentrada con 350 g L⁻¹; pymetrozina (Plenum 50 PH; syngenta Agro, México) con 500 g kg⁻¹ y thiamethoxam (Actara 25 WG; Syngenta Agro, México) como gránulos dispersables en agua con 250 g kg⁻¹, observando que las poblaciones evaluadas de Baja California y Sinaloa son susceptibles a todos los insecticidas evaluados, a pesar del uso irracional de los insecticidas, por lo cual asumen que la susceptibilidad se debe en gran parte a la presencia de amplias áreas de cultivo y plantas silvestres hospederas de *B. tabaci* biotipo B que producen individuos susceptibles que al cruzarse con los seleccionados disminuyen el desarrollo de la resistencia.

Mientras que en Argentina se evaluaron la eficacia de cuatro insecticidas neonicotinoides en el cultivo de tomate en campo, de los cuales la aplicación de tiametoxam (10 g i.a. 100 L⁻¹) produjo una reducción del número de adultos del 36 al 97% entre 3 y 14 días después del tratamiento. Mientras que imidacloprid (10 g i.a. 100 L⁻¹) y tiacloprid (24 g i.a. 100 L⁻¹) tuvieron una eficacia de 32 al 86% en el mismo periodo. Tiametoxam causó la máxima mortalidad de ninfas (86%) comparada con el testigo 7 días después del tratamiento; imidacloprid y tiacloprid causaron una mortalidad del 61% respectivamente. Estos productos pueden ser empleados en programas de manejo de plagas en tomate (Scotta *et al.*, 2006).

También se ha utilizado Bifentrina y endosulfan para el control de mosquita blanca de la hoja plateada (*B. argentifolii*) aplicados solos y combinados, obteniendo muy buenos resultados aplicando Bifenthrin solo que endosulfan (Wolfenbarger and Loera, 2006).

1.5 Psílido de la papa *Bactericera* (=Paratrioza) *cockerelli* (SULCER) (Hemiptera: Triozidae)

1.5.1 Importancia y distribución

El psílido de la papa, es la plaga de mayor importancia en las solanáceas de Centro y Norte de América. Históricamente el psílido aparecía esporádicamente como plaga en California, causando daños generalmente por 6 meses o un año y después desaparecía por 20 ó 30 años. Sin embargo, desde el año 2000, las poblaciones han causado daños en Baja California, México. Se ha reportado que se ha incrementado los daños en papa y chile en todo el centro de USA. Esta plaga se ha extendido por Canadá y Nueva Zelanda, causando pérdidas significativas en tomate, papa y chile. A nivel nacional la paratrioza se ha encontrado en Baja California Norte, Chihuahua, Coahuila, Distrito Federal, Durango, Guerrero, Jalisco, Michoacán, Morelos, San Luis Potosí, Sinaloa, Tamaulipas y Veracruz (Butler & Trumble, 2010).

1.5.2 Hospedantes

Se ha reportado que el psílido puede completar su ciclo de vida en las Solanaceae, convolvulaceae y lamiaceae, prefiriendo la berenjena, chile, tomate y papa. Las plantas infestadas presentan secreciones cerosas a manera de sal, por lo que a esta plaga se le conoce como salerillo (Bautista y Alvarado, 2005; EPPO, 2009).

1.5.3 Descripción morfológica

Huevo. Las hembras fijan los huevecillos en el envés de las hojas jóvenes mediante un pedicelo, preferentemente colocados en el borde de la hoja (Bautista, 2006); éstos son ovales y de color anaranjado-amarillento (Fig. 6a) (Bautista y Alvarado, 2005).

Ninfa. Las ninfas pasan por cinco instares. Las ninfas son ovales aplanadas, como escamas, y pasan del naranja al verde pálido (Fig. 6b). El perímetro del cuerpo tiene estructuras cilíndricas que producen filamentos cerosos que forman un halo alrededor del suyo (Garzón *et al.*, 2007). El primero presenta una fusión de tórax y abdomen y los paquetes alares no son evidentes; el segundo ya presenta una clara separación de los tres segmentos del cuerpo, en la cabeza aparecen los ojos; el tercero presenta los cuatro primeros pares de espiráculos bien diferenciados; el cuarto instar se distingue porque presenta cabeza y abdomen verde claro y en las tibias posteriores tienen tres espuelas (Bautista, 2006).

Adulto. Los adultos son pequeños insectos de color verde amarillento al inicio y pasan a café grisáceo con una franja blanca en la cabeza y torax (Bautista, 2006), con dos pares de alas transparentes y dispuestas en tejado sobre el abdomen (carecen de cornículos que caracterizan a los verdaderos pulgones-Aphididae). Tienen antenas tan largas como la mitad del cuerpo. El aparato bucal es un pico corto, de tres segmentos, que parece salir de entre las patas delanteras y con el que succiona a savia de sus plantas (Garzón *et al.*, 2007).



Figura 6. Huevecillos a) y ninfa b) de la paratrioza en el envés de la hoja de chile.

1.5.4 Biología

El pulgón saltador se reproduce sexualmente por la copulación entre la hembra y el macho, lo que da como resultado la ovoposición de varios huevecillos (Garzón *et al.*, 2007) que se colocan preferentemente en el margen del envés de las hojas jóvenes; éstos pueden observarse en plana horizontal. Las ninfas son poco móviles, por lo cual tienden a formar agregados cerca de las nervaduras de la hoja (Bautista y Alvarado, 2005).

Para que este insecto se desarrolle adecuadamente necesita una temperatura mínima de desarrollo de 7 °C, mientras que la máxima se ubica en 35 °C, después de la cual mueren los estados ninfales más avanzados, mientras que los adultos mueren a temperatura mayor de 40 °C (Bautista y Alvarado, 2005).

1.5.5 Ciclo biológico

El periodo de desarrollo de la paratrioza tiene un rango de 25 a 33 días aproximadamente. El periodo de incubación de los huevecillo varia de 5.7 a 8.2 días;

el periodo ninfal oscila entre 19 a 23 días (Abdullah, 2008), pero Cranshaw (2007), menciona que el estado ninfal tiene una duración que oscila de 14 a 22 días aproximadamente y que durante el ciclo se llega a presentar de 4 hasta 7 generaciones durante el año. Las hembras tienen una mayor longevidad que los machos (hembras 48 días y machos 22 días de vida). Las hembras adultas durante toda su vida ponen un rango de 184 a 258 huevecillos (Abdullah, 2008).

1.5.6 Daños

Este daño lo causa las ninfas, debido a la inyección de toxinas, induce síntomas en las hojas de las plantas. En tomate, papa y chile los daños ocasionados por las ninfas pueden matar a las plantas si se establecen en sus hojas antes de la floración. En las hojas colonizadas por las ninfas se ha encontrado una actividad anormal tipo hormonas (Garzón *et al.*, 2007).

Por otra parte de acuerdo con información proporcionada por Dr. Ming Lee a Garzón *et al.*, (2009) comenta que la etiología del “Permanente del tomate” (PT) no es muy clara, ya que al realizar observaciones en el microscopio electrónico, describen la presencia de cuerpos pleomórficos en el floema de plantas enfermas; sin embargo, al hacer el análisis de alineamiento de secuencias de los productos amplificados del gen 16S rRNA, de estas plantas, presentó sólo 80% de similaridad con fitoplasmas, lo cual no es un elemento para indicar su relación con este tipo de patógenos. Por lo que se le denominó Organismo Tipo Fitoplasma (OTF).

En un estudio que realizaron, al hacer evaluaciones de la transmisión de la enfermedad PT por medio de las paratriozas, vieron que este insecto participa como transmisor de la enfermedad, transmitiéndose directamente de una planta de tomate a otra, también llegaron a la conclusión que la adquisición y transmisión del patógeno por *B. cockerelli*, indican que la relación es persistente y posiblemente transovárica. Así mismo estos autores reportan por primera vez a éste insecto como vector de un

organismo tipo bacteria en plantas de tomate Garzón *et al.*, (2009). Por otra parte en ese mismo año se encontraron en los campos de Sinaloa plantas de tomate y chile con síntomas típicos de la enfermedad conocida en México como "Permanente del Tomate" transmitido por *B. cockerelli*, siendo el primer reporte de la bacteria *Candidatus liberibacter solanacearum* en México en estos cultivos (Munyaneza *et al.*, 2009). Es la misma bacteria que causa dicha enfermedad en tomate, chile y papa principalmente, teniendo diferente nombre de acuerdo al lugar donde causa la enfermedad.

Liefting *et al.*, (2008) confirmó la presencia en Nueva Zelanda por primera vez "*Candidatus Liberibacter* sp." afectando a los cultivos de tomate y chile al norte de la isla, posteriormente, este psilido se encontró en los cultivos de papa y tomate causado por la misma bacteria en Estados Unidos, con el que fue descrito como "*Candidatus Liberibacter psyllaeus*" (Hansen *et al.*, 2008; Biosecurity Australia, 2009). Munyaneza *et al.*, (2009) lo describen como *Candidatus liberibacter solanacearum*, siendo el mismo agente. Esta bacteria se detectó en plantas sintomáticas y posteriormente en 5 otros miembros de la familia de las solanáceas: *Capsicum* spp., *Solanum tuberosum*, *Solanum betaceum* L. y *Physalis peruviana* L. (Liefting *et al.*, 2009a).

Al año siguiente Liefting *et al.*, (2009b) siguió evaluando la bacteria "*Candidatus Liberibacter*" confirmando que causa enfermedades en el cultivo de tomate y chile al seguir haciendo muestreos de plantas con síntomas de chile y tomate de invernaderos. Ya se sabía de otras tres especies de *Candidatus Liberibacter* ('*Ca. L. asiaticus*', '*Ca. L. africanus*' y '*Ca. L. americanus*') de los cuales están asociados a la enfermedad de Huanglongbing en cítricos, pero no se había registrado en las solanáceas (Liefting *et al.*, 2009b). Los síntomas que se describen, son similares a los reportados por el resto de los autores.

En México se encontró que la paratrioza es vector de un OTF (*Candidatus liberibacter solanacearum*) así mismo de una toxina que liberan sus ninfas, llega a

causar una enfermedad denominada “manchado del tubérculo” para el caso de la papa y Permanente del tomate para el caso del cultivo de tomate. Esta enfermedad ocasiona pérdidas de rendimiento y calidad del tubérculo por el orden del 40%. En este caso los tubérculos infectados se manchan, no fríen y su brotación es nula o deficiente. Además participa en la inducción del síndrome de la punta morada de la papa (PM), enfermedad que puede ser causada también por otros fitoplasmas transmitidos por chicharritas, por hongos como *Fusarium* sp que afecta la raíz o por *Phytophthora infestans* cuando infecta la base del tallo (Garzón *et al.*, 2007).

En las plantas de chile se observa un desarrollo clorótico o las hojas verdes pálido, el ápice de las hojas se van disminuyendo y afilando (apariencia espinosa), entrenudos cortos y peciolo y meristemos apicales con necróticos y/o aborto de flores y retraso del crecimiento general. Los síntomas en chile varía de acuerdo con la variedad y condiciones de crecimiento (invernadero o a campo abierto) (Biosecurity Australia, 2009).

1.5.7 Control

Monitoreo. El monitoreo de la paratrioza es fundamental para tomar decisiones inmediatas que permitan definir que insecticida aplicar, en qué momento y la dosis adecuada para su control. Es muy importante detectar la dirección de los vientos, es por donde llegan los insectos al cultivo. Se recomienda realizar siempre un monitoreo previo y otro posterior a la aplicación de insecticidas, con el propósito de conocer la eficiencia de la aplicación (Garzón *et al.*, 2007).

El muestreo más adecuado para el monitoreo de las poblaciones de estados inmaduros (huevecillos y ninfas) es el muestreo semanal directo de hojas, las cuales deben de cortarse de la parte media de la planta y revisarse cuidadosamente para determinar los números de huevecillos y ninfas de los diferentes tamaños. Para el caso de las poblaciones de adultos del psílido bajo condiciones de campo e

invernadero, ha sido el uso de trampas amarillas de pegamento, trampas de agua (charolas amarillas) y/o el uso de la red entomológica. El monitoreo es un valioso auxiliar para determinar el inicio del proceso de inmigración al cultivo y para determinar la eficiencia de las tácticas de manejo que se estén utilizando (Ramírez *et al.*, 2008).

Control cultural. Una de las medidas de control es mediante la destrucción voluntaria de los focos de infestación, destruyendo la soca o plantas viejas, inmediatamente después del último corte; la destrucción de plantas hospederas de la plaga o de la enfermedad, al menos en los márgenes del cultivo y lotes adyacentes. La planificación de las fechas de siembra y/o trasplante de los cultivos de solanáceas a nivel regional con el enfoque de prevención de los problemas del daño, causado por diferentes enfermedades transmitidas por insectos plagas es de suma importancia.

Control genético. Cortez (2010), evaluó la resistencia de tomate injertado sobre parientes silvestres "Tinguaraque" (*S. lycopersicum* var. Cerasiforme) a insectos plaga con énfasis al psilido, el ensayo se realizó en Jiquilpan, Mich. este experimento se llevó a cabo tanto en condiciones controladas como en campo. Los resultados indican que el psilido tendió a tener preferencia en las plantas donde no se había injertado, así mismo se observó que las plantas injertadas mostraron resistencia a minador de la hoja, áfidos y mosca blanca. La resistencia que mostro el tomate silvestre podría ser al tipo de antixenosis, o que estén involucrados otros tipo de resistencia.

Control biológico. Se ha evaluado el uso de sales potásicas de ácidos grasos (jabones) con buena efectividad contra el estado ninfal, además del efecto de productos botánicos hechos a base de *Azaridactina* spp. y *Argemone* spp.. Los principales entomopatógenos a considerar son el uso de *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* y *Paecilomyces fumosoroseus*. Los principales depredadores que se han utilizado son el león de los áfidos *Chrysoperla* spp. La chinche ojona

Geocoris spp. y la catarinita roja *Hippodamia convergens* (Bujanos *et al.*, 2005). El parasitoide *Tamarixia triozae* (Burks) (Hymenoptera: Eulophidae) es considerada el principal agente de control biológico contra el psilido, el cual ha sido importado a Nueva Zelanda, para hacer un control de esta plaga en los invernaderos (Workman and Whittman, 2009).

Control químico. Avilés *et al.*, (2005) al evaluar la efectividad biológica de varios productos para el control de la paratrioza, encontró que Clutch 50 WDG (Clothianidin) con dosis de 0.30 kg ha^{-1} , Leverage (Imidacloprid+cyflutrin) a 0.5 L ha^{-1} , Lorsban 75 WG (Clorpirifos) a 1.2 kg ha^{-1} y Oberon (Spiroprosfen) a 0.5 L ha^{-1} , presentaron la menor cantidad de ninfas de paratrioza. Sin embargo, los mejores productos en todas las evaluaciones que se realizaron, Clutch, Oberon y Lorsban fueron los más efectivos para el control de esta plaga.

Velásquez *et al.*, (2005) evaluaron 12 insecticidas en las dosis mínimas recomendadas para el cultivo o plaga por el fabricante, ubicando dos diluciones hacia la dosis máxima y dos diluciones inferiores a la mínima recomendada. Los insectos de paratrioza fueron colectados del estado de Aguascalientes. La abamectina mostró tener mayor toxicidad sobre la plaga; de igual manera cyflutrin, imidacloprid y endosulfan fueron tóxicos pero recomiendan utilizarlos en un programa de rotación de cultivos.

Años más tarde Vega *et al.*, (2008) también evaluó seis principales insecticidas que se utilizan para el control de esta plaga, los cuales fueron abamectina, cyfluthrín, dimetoato, esfenvalerato, pyriproxyfen y fenpropatrín. Utilizando ninfas del tercer instar (fenpropatrín) y cuarto instar (abamectina, cyfluthrín, dimetoato, esfenvalerato y pyriproxyfen); los cuales mostraron susceptibilidad a los insecticidas evaluados, por consiguiente la baja eficacia de dichos insecticidas en campo no se atribuye a que el salerillo ha desarrollado resistencia sino a la deficiencia en su uso.

Tucuch *et al.*, (2010) realizaron un estudio del uso de Spiromesifen para determinar la toxicidad sobre cada uno de los estadios biológicos de *B. cockerelli* (huevecillo, ninfa 1, ninfa 2, ninfa 3, ninfa 4, ninfa 5, macho y hembra), el efecto en la oviposición y eclosión de huevecillos provenientes de hembras tratadas, así como la preferencia de las hembras para depositar sus huevecillos en plantas tratadas y no tratadas. Los datos que arrojaron fue que el insecticida es efectivo en todos los estadios de *B. cockerelli*. La hembra tratada depositó menor cantidad de huevecillos en comparación con la no tratada y la eclosión de éstos se reduce; además que la hembra prefiere ovipositar en plantas no tratadas con spiromesifen. Cabe mencionar que en este experimento se evaluaron insectos sensibles a este insecticida, por lo que se debe tomar en cuenta los cultivos que ya se haya aplicado dicho producto para saber si no hay resistencia de los insectos ante spiromesifen.

1.6 Picudo del chile *Anthonomus eugenii* Cano (Coleoptera: Curculionidae)

1.6.1 Distribución e importancia

Este insecto pertenece a la familia de los Curculiónidos y la subfamilia Anthonominae (Nuez *et al.*, 1996). Se considera originario de México aunque se ha establecido en el norte de América, como Texas, Nuevo México, California, Arizona, Georgia y Florida (Davidson and Lyon, 1987), posteriormente se distribuyó en América Central (CABI, 2005). Por otra parte CATIE (1993), menciona que se encuentra en Centroamérica a excepción de Costa Rica y Panamá. Ésta plaga se considera la más importante en el cultivo del chile, afectando tanto como cantidad como calidad de los frutos cosechados.

1.6.2 Hospederos

Los hospederos del picudo incluyen a *C. baccatum*, variedades comunes de chile *C. annuum* y hierba mora *Solanum nigrum* L. Las variedades de chile de pared delgada sufren mayor daño que las variedades de chile de pared gruesa. También puede ser encontrado sobre *S. xanti*, *S. umbelliferum* y *S. villosum* que crecen alrededor de los campos de chile. Ataca frutos de la berenjena y popolo (*S. nodiflorum*). Así mismo también son hospederos de dos especies de mora ornamental *S. glaucum* y *S. aviculare*, en donde se han encontrado adultos durante el invierno (Mau and Kessing, 1994). También se han encontrado adultos que se alimentan de otras solanáceas del género *Physalis*, *Datura*, *Petunia* y *Nicotiana* (Capinera, 2002).

1.6.3 Descripción morfología

Huevo. La oviposición puede comenzar dentro de 2 días después del apareamiento. Los huevos son de color blanco recién depositados y se van amarillando próximos a eclosionar, son esféricos, algo achatados, amarillándose antes de la eclosión. Los huevos miden de 0.5 x 0.4 mm, por lo que rara vez se detectan (Rueda *et al.*, 1986; CATIE, 1993; Nuez *et al.*, 1996).

Larva. Las larvas pasan por tres estadios larvales dentro del fruto, donde también pupan. Las larvas son de color blancas, apodas con el cuerpo robusto y curvado y la cabeza de color amarillo oscuro (Fig. 7a). La cápsula cefálica es de color amarillo claro y las mandíbulas de color café oscuro o negro (Rueda *et al.*, 1986; CATIE, 1993; Bautista, 2006).

Pupa. Parecido al adulto; pico, antenas y patas más desarrollados que las alas, tiene cerdas grandes en el protórax y abdomen (Fig. 7b). Es de color blanco lechoso recién formada y se torna de color café cuando está próximo a emerger el adulto. La

pupa se encuentra dentro de una celda frágil dentro del botón floral o fruto (Bayer, 2010).



Figura 7. a) Larva del picudo del chile alimentándose dentro del fruto y b) pupa del picudo del chile.

Adulto. De acuerdo con Bautista (2006), el adulto mide aproximadamente 3 mm de longitud, presentando un color café rojizo a café oscuro. Cuando apenas emergieron, el cuerpo está cubierto de escamas de color amarillo, principalmente sobre el pronoto y élitros, las cuales conforme van madurando se les va cayendo (Fig. 8).

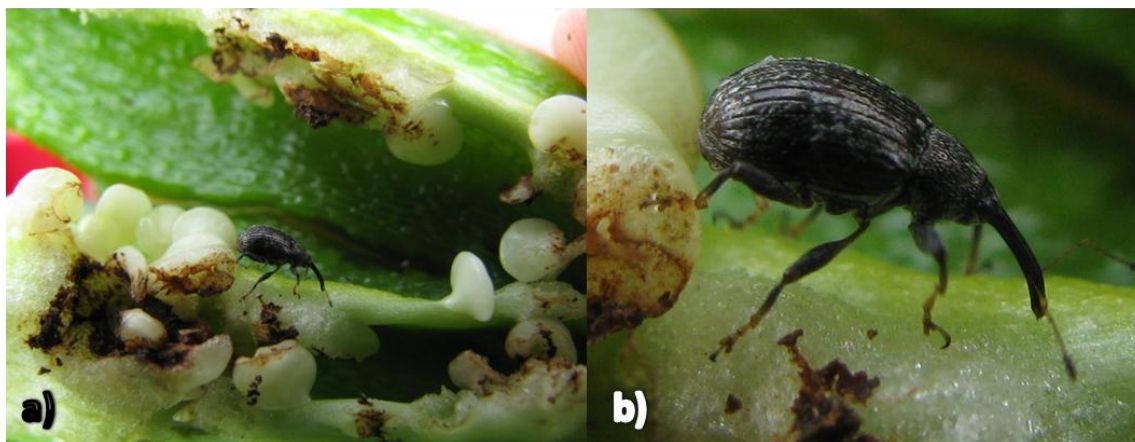


Figura 8. Adulto del picudo del chile

Las dos terceras partes apicales son de color anaranjado-amarillento pero conforme pasa el tiempo, el picudo pierde muchas de las escamas y se oscurece, adquiriendo un negro-plateado (CATIE, 1993).

1.6.4 Ciclo de vida

Las hembras depositan sus huevos en las yemas florales y en los frutos recién cuajados, depositando en un rango de 5 a 7 huevecillos por día, teniendo una fecundación de un promedio de 341 huevos, pero pueden algunas hembras depositar hasta 600 huevecillos (Rueda *et al.*, 1986). Por otro lado Horton and Ellis (1997) señalan que las hembras depositan cerca de 200 huevos en un periodo de 30 días en botones y frutos, depositándolos usualmente por el mes de junio. Capinera (2008b) afirma que el periodo de oviposición varía entre 16 a 129 días y con un promedio de 30 días.

El adulto de picudo del chile puede vivir cerca de 3 a 4 meses bajo condiciones naturales (Mau and Kessing, 1994). El número de generaciones es de 5 a 8 por año, y la longevidad de los adultos es de 79 a 316 días y son determinados primeramente por la disponibilidad del hospedero y la temperatura (Capinera, 2008b).

Hay una gran variabilidad en cuestión del tiempo de ciclo vida del picudo, varios investigadores han obtenido diferentes tiempos de las etapas que presenta el picudo, del cual Toapanta *et al.*, (2005) afirma que es importante considerar que el periodo del ciclo del picudo varía con la temperatura, la humedad y el hábitat donde se quiere saber su ciclo.

Horton and Ellis (1997), comentan que los huevos son incubados por 3 a 5 días. Las larvas se alimentan por un tiempo de 8 a 10 días antes de pupar. El tiempo de pupa dura de 4 a 6 días, emergiendo un nuevo adulto, y completando su ciclo de vida en 2 a 3 semanas en verano. En un año se pueden presentar de 5 a 8 generaciones.

Toapanta *et al.*, (2005) por su parte realizó una evaluación del periodo de desarrollo de acuerdo a la variación de la temperatura, llegando a la conclusión que entre más alta es la temperatura, es menor el tiempo de su ciclo biológico. A una temperatura de 10 °C el ciclo de huevo a adulto fue de 41.8 ± 0.6 días, y la última temperatura que evaluaron fue a los 33 °C, donde el tiempo de desarrollo fue de 15.8 ± 0.6 días. Así mismo, argumentan de acuerdo a los resultados que obtuvieron, que la temperatura óptima para el incremento de la población del picudo fue alrededor a 30 °C, donde el periodo de incubación del huevecillo fue de 2.1 ± 0.2 días, la duración del primer instar de 1.8 ± 0.1 días, el segundo instar de 1.4 ± 0.1 días, el tercer instar 4.7 ± 0.3 días y la duración de pupa 2.8 ± 0.2 días, el tiempo de huevo a adulto fue de 12.9 ± 0.2 días. En este estudio la fertilidad máxima fue entre 24 y 27 °C y el mínimo fue de 15 y 33 °C.

La temperatura está asociada al tiempo de desarrollo de acuerdo a reportes realizados por varios investigadores. En dietas artificiales, la emergencia fue observada en 17 a 18 días a una temperatura de 25.7-27.7 °C y una HR de 70% (Capinera, 2008b).

1.6.5 Biología y hábitos

Generalmente, la aparición de esta plaga en el cultivo, coincide con la aparición de las yemas florales, las hembras se localizan sobre o debajo de las hojas, esperando a que se abran las flores para depositar en ellas el huevecillo (Díaz, 1957), dichos huevecillos son depositados en forma individual haciendo un agujero con el aparato bucal (Nuez *et al.*, 1996), aunque ocasionalmente se encuentran huevos depositados en el pedúnculo del fruto (CATIE, 1993). El agujero es sellado por la hembra con un líquido amarillento que al secarse se torna de color marrón a negro. Los huevos se tardan de 2 a 5 días de eclosionar de acuerdo a la temperatura del lugar (Díaz, 1957).

Porter *et al.*, (2007) observaron que el picudo tiende a ovipositar más en chiles pequeños (10-14 mm) y medianos (19-22 mm), así mismo se observó que el tiempo de la emergencia de los adultos es menor comparado en frutos pequeños que de mayor tamaño .

En el término de dos a cuatro días salen las pequeñas larvas, las cuales comienzan a alimentarse de la parte interna del fruto. Aproximadamente en dos semanas alcanzan su madurez; antes de pasar al estado de pupa, las larvas construyen una celda dentro del fruto con tejido destruido y excrementos (Díaz, 1957). Esta cavidad es sellada por el excremento para cerrar esta celda. Cuando finaliza de cerrar esta celda, en la cual reposa y su cuerpo se reduce y engruesa. En este momento su color es brillante y claro. Este periodo tarda de 1 a 8 días promedio. Durante este periodo la celda pupal se mantiene cerrada (CATIE, 1993).

Después de emerger el picudo adulto, permanece dentro del fruto hasta que su cuerpo se endurezca para poder perforar el fruto y así poder salir (Díaz, 1957). El picudo empieza alimentarse inmediatamente después de la emergencia; se alimenta de las flores, yemas florales y frutos aunque, en la ausencia de estos, puede comer hojas tiernas. La cópula ocurre aproximadamente 2 días después de la emergencia, y el inicio de la oviposición, unos 2 ó 3 días después de la cópula (CATIE, 1993).

En regiones tropicales se pueden presentar en todo el año. En climas templados puede haber de 5 a 8 generaciones, pasando los adultos en estado invernal en malezas como *Solanum nigrum* (Nuez *et al.*, 1996).

Los adultos se pueden observar durante las primeras horas de la mañana entre las 8 y 11 de la mañana más que en otras horas. Se cuenta los adultos dos veces semanalmente y se utiliza el umbral de acción si hay de 1 a 2 adultos por 100 terminales, resultando más efectivo en costos que hacer aplicaciones programadas semanalmente (Rueda *et al.*, 1986).

En otro estudio realizado por Riley *et al.*, (1992) afirma lo que dice Rueda, observando que los adultos del picudo del chile se encuentran expuestos en las botones terminales en la mayor parte de la mañana que la tarde. Así mismo se encontró mayor población en las orillas de los sitios agrícolas.

1.6.6 Ecología

El picudo adulto es un volador activo y es el que permite la dispersión de la especie. La presencia de la plaga en el chile puede ocurrir incluso antes de la producción de flores, ya que el insecto sobrevive en las hojas tiernas del cultivo, el resto de los estadíos se desarrollan dentro del fruto, las flores o los botones florales (CATIE, 1993).

El picudo pasa el invierno en estado adulto en plantas de chile abandonadas, entre los residuos de cosecha o en solanáceas silvestres. Al aumentar las temperaturas en la primavera y verano siguientes, los adultos vuelan hacia los campos de cultivo nuevos en los que se alimentan de las hojas tiernas, yemas, botones florales y frutos tiernos, reproduciéndose rápidamente. Sin embargo, en lugares donde se presentan bajas temperaturas los insectos pueden no presentarse por una o dos estaciones después de un invierno severo (Gómez 1909; Elmore *et al.*, 1934; Elmore y cambell 1951; Riley *et al.*, 1992).

Existen varios factores que regulan las poblaciones del picudo y su permanencia en los campos cuando el chile no está presente y que van a determinar su impacto sobre el cultivo. Entre estos se pueden mencionar los siguientes: el picudo puede completar su ciclo larval en los frutos y/o flores de muchas variedades de chile, berenjena y sobre la yerba mora (*Solanum nigrum*), *S. americanum*, *S. pseudogracile* y *S. carolinense* (Riley y King, 1994; Carballo y CATIE, 1999).

Se menciona que el picudo se dispersa en forma localizada, por lo que se puede contralar si se localiza a tiempo. Los terrenos donde estén cerca de malezas alternas del picudo o de campos de chile abandonados pueden ser atacados primeramente. La presencia de hospederos alternos y las siembras escalonadas son dos factores vitales para mantener altas poblaciones de picudo (Carballo y CATIE, 1999).

Los picudos pueden ser capaces de moverse grandes distancias. Entre los factores climáticos, bióticos y de manejo que influyen en la determinación de picos poblacionales, están la temperatura alta la cual influye en la reducción del ciclo de vida y aumenta el número de generaciones, aunque puede causar mortalidad de larvas en frutos caídos por el sobrecalentamiento, la lluvia también puede influir negativamente sobre las poblaciones. Entre los factores bióticos se puede señalar los enemigos naturales y la presencia o ausencia de plantaciones abandonadas. Siembras escalonadas y malas prácticas de control como el uso inadecuado de plaguicidas que pueden aumentar la resistencia de la plaga a los insecticidas y seleccionar individuos más resistentes (Riley y Sparks 1992; Riley y King, 1994; Carballo y CATIE, 1999).

1.6.7 Daños

El daño principal del picudo del chile es causado por la alimentación de las larvas dentro del fruto en desarrollo; ellas provocan la aparición de una mancha necrótica que circunda el área donde se encuentra las semillas. Típicamente, se encuentran de 1 a 3 larvas en cada fruto infestado, aunque se pueden encontrar más. Cuando el ataque es muy intenso se llegan a caer las flores, los botones florales y los frutos, así mismo provoca la maduración prematura y producción de frutos deformes. Generalmente en los frutos atacados se observa pequeños agujeros por donde salen los adultos (Fig. 11a) (CATIE, 1993).



Figura 11. Daños en el interior del fruto a) y orificio de salida del picudo del chile b).

Las larvas se alimentan de las semillas pero también producen túneles dentro del fruto. El interior de los frutos infestados se observa negro y lleno con restos fecales (Fig. 11b). Usualmente las infestaciones no son detectadas hasta que el peciolo de los frutos jóvenes se torna amarillo, marchito y causa su caída. Cuando se presenta unos pocos frutos caídos, ya ha ocurrido un daño severo y puede esperarse que muchos más frutos se caigan en los próximos 10 días. Algunos frutos infestados se tornan rojos o amarillos prematuramente y pueden llegar a presentar malformaciones antes de que caigan al suelo (REDCAHOR, 1999).

Los daños primarios son causados por el desarrollo de las larvas dentro de las yemas florales y frutos inmaduros. Señales tempranas de un fruto infestado son pedúnculo y cáliz amarillo. Los pedúnculos empiezan a marchitarse en el punto de unión con la planta. Los frutos dañados se deforman y se observan frutos en el suelo, en ese momento puede considerarse como un daño serio para el cultivo de chile. La larva también se alimenta de las yemas provocando que caigan. Los frutos que no caen tienen las semillas y el corazón negruzco, como resultado de la alimentación de la larva. Los frutos maduros no son susceptibles al ataque del picudo debido a las propiedades de la epidermis. Los agujeros hechos sobre el fruto por la oviposición, emergencia del adulto o alimentación predisponen al fruto a infecciones microbiales como por ejemplo a *Alternaria alternata*. (Mau and Kessing, 1994).

En el caso de los frutos grandes, el daño por alimentación deja manchitas oscuras y generalmente no ocasiona su caída, pues estas perforaciones cicatrizan, aunque llegan a producir deformaciones en los frutos. En estos frutos que no caen son un foco duradero de infestación. Además, sufren un rechazo por estar dañados o tener dentro insectos vivos o sus restos (Bayer, 2010).

1.6.7 Control

Muestreo. La falta de reconocimiento frecuente y monitoreo exacto de las poblaciones del picudo del chile, hace una mayor limitación en la implementación del umbral de acción (para decidir si aplicar o no químicos) (Riley and Sparks, 1995). Por lo que es de suma importancia realizar muestreos antes de hacer aplicaciones de insecticidas para disminuir los daños ocasionados por picudo del chile, Cartwright *et al.*, (1990) mostró que al hacer muestreos cuando se presentaba un adulto por cada 100 brotes proporcionó mejores rendimientos que al hacer aplicaciones de insecticidas semanalmente.

Otros muestreos que se pueden realizar es colocando trampas amarillas con pegamento y usando feromonas para atraer a los adultos machos. Es importante considerar estas recomendaciones ya que la caída de los primeros frutos pequeños puede ya causar pérdidas significativas en el cultivo. Por cada día que un picudo adulto que no se controla, se producen seis nuevos picudos (Riley and Sparks, 1995). El utilizar las trampas amarillas con la feromonas, puede detectar los primeros adultos y la migración de los mismos al cultivo. Estas trampas se deben de colocar alrededor del cultivo y principalmente de acuerdo a la frecuencia de la dirección del viento

Control cultural. Recoger todos los frutos caídos, de preferencia enterrarlos y aplicar algún insecticida. Así mismo la destrucción de los residuos de chile inmediatamente después de la última cosecha. Eliminar las malezas que le sirvan

como hospedantes y que se encuentren alrededor del cultivo. Evitar sembrar cerca donde se tenga cultivos viejos de chile, ya que el picudo migra a los cultivos nuevos (Riley and Sparks, 1995). Ya que se sabe que las plantas de chile suelta sustancias volátiles que hace que el picudo responda ante estas sustancias y lo atrae hacia la planta (Addesso and McAuslane, 2008.), así mismo pasa con las malezas hospederas, por tal motivo se debe de eliminar todas las plantas hospederas del picudo del chile.

Control legal. Mediante la Norma Oficial NOM-081-FITO-2002, el manejo y eliminación de focos de infestación de plagas no reguladas (para el caso de las hortalizas se encuentra el picudo del chile, mosquita blanca, gusano del fruto), señala el establecimiento o reordenamiento de fechas de siembra, cosecha y destrucción de residuos.

Control biológico. Rodríguez *et al.*, (2007) encontraron varios parasitoides del picudo del chile en las costas del Pacífico y del Atlántico México encontrando varias especies pertenecientes a siete géneros: *Triaspis eugenii* Wharton & López-Martínez, *Urosigalphus* sp., *Bracon* spp.; *Catolaccus hunteri* Crawford; *Eurytoma* spp.; *Eupelmus* sp. y *Ceratoneura* sp. Este último género se reporta por primera vez para esta plaga. La mayor población colectada fue de *Catolaccus eugenii*, *T. eugenii* y *Urosigalphus* sp. También concluyen que saber la biología de los braconidos *T. eugenii* y *Urosigalphus* sp. podrían ofrecer algunas ventajas para el control biológico del picudo del chile debido a su particular hábito de atacar el huevo del hospedero y su presumible especificidad.

Rodríguez (2006) evaluó el potencial del braconido *Triaspis eugenii* Wharton and López-Martínez, para parasitar los huevecillos del picudo del chile. Este parasitoide fue colectado en el estado de Nayarit, observando que parasitaba huevecillos del picudo. Sin embargo, el tapón de oviposición depositado por el picudo del chile, juega un papel decisivo en la habilidad de *T. eugenii* para encontrar y parasitar los huevecillos del picudo. Las condiciones de cría atestado inhibe la eficiencia de la

deposición de los tapones de oviposición y por consecuencia del parasitismo. Sin embargo aun se tiene poca información de este braconido, que puede ser una buena opción para implementar en el control biológico del picudo (Rodríguez, 2006).

Observó que *Catolaccus hunteri* puede disminuir las infestaciones del picudo del chile, liberando semanalmente 1600 adultos por 0.2 ha del terreno en chile bell, cuando empezaban los primera floración, se observó menor infestación que en la parcela donde no se hicieron liberaciones del parasitoide. Así mismo se realizaron liberaciones semanalmente del parasitoide en la mora azul (*Solanum americanum* Mill), al final de la temporada de primavera, seguido de aplicaciones semanales del mismo parasitoide en el cultivo de chile adyacente durante el comienzo de la temporada de primavera, resultando menor infestación en frutos de chile comparado con la mora azul al final de la temporada y el inicio de la temporada en el cultivo de chile donde no se hicieron liberaciones del parasitoide (Schuster, 2007).

Control químico. Los picudos no se pueden controlar dentro del fruto, por lo que el control químico debe ser directamente contra los adultos, siendo importante determinar la actividad del adulto del picudo en el campo. La permetrina, oxamil, esfenvalerato y crielita han mostrado tener un buen control del picudo, sin tener muchas residualidad y de los cuales están autorizados para el uso en esta plaga (Riley and Sparks, 1995). Por otro lado Natwick *et al.*, 2007 menciona algunos productos que son recomendados para el control del picudo, como son Esfenvalerato, carbaril, endosulfan, permetrina y piretrina.

En el estado de Yucatán se realizó un experimento que consistió en evaluar la efectividad del insecticida natural azadiractina con dos productos químicos convencionales (imidacloprid y oxamil), evaluando dos dosis comerciales de imidacloprid, dos de azadiractina y el oxamil como testigo regional. Observaron que donde hubo menor porcentaje de frutos dañados fue donde se hicieron aplicaciones de imidacloprid (700 mg L-1) con respecto al testigo sin aplicación. La azadiractina 104 y 208 mg L-1 presentó control intermedio, viéndose que en poblaciones bajas de

A. eugenii puede ser una buena alternativa para el manejo de esta plaga (Ruiz *et al.*, 2009).

En una investigación que realizó Servín y Aguilar (2000), encontraron resistencia a carbaril en poblaciones de picudo en La Paz, B. C. Sin embargo, se debe considerar el número de aplicaciones que han realizado en los campos donde se quiera hacer aplicaciones de carbaril. También se realizó una evaluación con los productos Rynaxypir, Thiamethoxam, cyazypir y un producto aun no lanzado al mercado, identificándolo como V10170, se observó que tanto el V10170 y Thiamethoxam fueron los mejores productos para el control del picudo del chile, reduciendo el número de chiles caídos (Seal, 2009).

Cabe mencionar que para evitar la resistencia de la plagas ante los productos que se utilizan, se debe de hacer las aplicaciones alternadas de acuerdo al modo de acción, y haciendo aplicaciones de la dosis mínima recomendada (IRAC, 2010).

1.7 Pulgones *Aphis gossypii* Glover, *Macrosiphum euphorbiae* (Thomas) y *Myzus persicae* (Sulzer)

1.7.1 Importancia

Son extremadamente polífagos. Son atraídos por diversas plantas entre ellos está el algodón, cucurbitáceas, cítricos, café, cocoa, berenjena, chile, tomate, okra, papa, y muchas plantas ornamentales incluyendo Hibiscus (Blackman and Eastop, 2000).

Sobre los cultivos hortícolas se pueden encontrar diferentes especies de pulgones, las más importantes son *Macrosiphum euphorbiae* (Thomas) y *Myzus persicae* (Sulzer) en tomate, *Aphis gossypii* Glover en cucurbitáceas y chile. En el medio

ambiente se encuentran varias poblaciones de enemigos naturales que pueden controlar a los pulgones. Los más abundantes son *Aphidius matricariae* Haliday, *A. ervi* (Haliday) (Hymenoptera: Braconidae) y *Aphelinus abdominalis* (Dalman) (Hymenoptera: Aphelinidae) en tomate sobre *A. gossypii*. Un problema importante que interfiere con la utilización de parasitoides en el control de pulgones es la colonización espontánea de diferentes especies de hiperparasitoides que a menudo ocurre a principios de verano y que reduce las poblaciones de parasitoides primarios (Jacas *et al.*, 2005).

1.7.2 Descripción morfológica

Sobre tomate se han citado varias especies de áfidos como *Aphis fabae* Scop. *A. gossypii* Glover y *Myzus persicae* Sulzer; sin embargo, el más específico y dañino para esta planta es *M. euphorbiae* (Rodríguez *et al.*, 2001). En forma general se describirá en forma breve las características morfológicas de las principales especies de los áfidos que atacan al tomate y el chile.

M. euphorbiae. La hembra áptera (sin alas) suele tener una longitud media de unos 3 mm y su color puede variar desde el verde grisáceo a rojizo (lila), presentando unos cornículos o sifones largos y cilíndricos. Los ojos son rojos, sobre todo en la hembra alada, que por lo demás, presenta las mismas características que la áptera (Rodríguez *et al.*, 2001).

A. gossypii es variable en color, pero suele ser de color gris claro moteado con verde más oscuro. Los ápteros miden 0.9-1.8 mm de largo. Los tubérculos frontales son divergentes. Esta especie prefiere las cucurbitáceas, pero se pueden encontrar en otros cultivos (Chandler y Perring, 2004).

M. persicae es de tamaño pequeño a mediano. Los ápteros adultos tienen 1.2 a 2.3 mm de largo. Están uniformemente coloreados, variando de verde blanquecino a

verde oscuro, y no son brillantes (Figura 8). Los alados tienen pigmentación dorsal, normalmente una mancha negra, limitada a la parte posterior del abdomen. Los tubérculos frontales son convergentes. Esta especie se encuentra generalmente en las hojas viejas y coloniza a un ritmo lento (Chandler y Perring, 2004).

Los adultos pueden ser alados o ápteros. La aparición de las formas aladas va a depender de las necesidades de dispersión de la población, ya sea por la limitación de alimentos o por condiciones ambientales (Nuez *et al.*, 1995).

La hembra áptera tiene una forma generalmente ovalada, distinguiéndose de la alada por carecer de una separación marcada entre tórax y abdomen, además de tener una mayor longitud (entre 1,4 y 2,5 mm). El color de su cuerpo es verdoso o amarillento, con manchas longitudinales oscuras, aunque a veces aparecen coloraciones rojizas o rosadas en las formas emigrantes. Posee los tubérculos antenales muy desarrollados y con textura rugosa (Nuez *et al.*, 1995).

La hembra alada es menos ovalada y más esbelta que la áptera, teniendo una coloración variable. La cabeza y el tórax son negros y brillantes. Las antena, formadas por 6 artejos esclerosados, son ligeramente más largas que el cuerpo y de color oscuro. Los ojos son de color rojo oscuro. La cauda es de color gris oscuro y está provista de 3 pares de sedas laterales dobladas (Nuez, *et al.*, 1995).

1.7.3 Biología

En primavera, los áfidos hembras salen de los huevos fertilizados, se alimentan en el hospedero primario o hospedero de invierno, y dan origen a juveniles. Después de un corto tiempo, se reproducen alados (forma aladas) y emigran a un hospedero de verano, como las cucurbitáceas, solanáceas. En el hospedero de verano, los áfidos hembras dan origen a ninfas vivas, que también son hembras. No se producen machos, y toda la reproducción en esta fase tiene lugar por partenogénesis, sin

apareamiento. Aparecen generaciones que coinciden en el tiempo. En otoño, se producen machos y hembras, que emigran al huésped de invierno, donde se aparean y ponen huevos. En áreas tropicales y subtropicales, los áfidos no emigran a un hospedero de invierno, y las hembras adultas no producen huevos, pero dan origen a ninfas femeninas durante todo el año (Chandler y Perring, 2004).

En cambio Rodríguez *et al.*, (2001) mencionan que los huevecillos de invierno son depositados en plantas espontáneas diversas, en algunas regiones del mundo, en el rosal, donde los primeros pulgones de la primavera pueden desarrollarse. Las generaciones aladas vuelan seguidamente hacia cultivos de papa y tomate, donde una nueva generación puede desarrollarse, cada dos o tres semanas debido a la gran fecundidad de las hembras ápteras partenogenéticas, que pueden dar nacimiento a más de 50 larvas activas. En ese momento el cultivo de tomate se puede cubrir de la acumulación de pulgones que llegan a marchitar dichos brotes y racimos de flores. En el otoño los pulgones vuelven a sus plantas hospederos de invierno, donde hembras ápteras ovíparas depositan huevos después de ser fecundadas por los machos.

Las larvas vivíparas, procedentes tanto de las hembras ápteras como las aladas, al momento de nacer empiezan a alimentarse, clavando su estilete hasta alcanzar los vasos floemáticos y únicamente cuando tienen que realizar la muda repliegan el rostro bajo su cuerpo (Rodríguez *et al.*, 2001).

Sobre tomate se han citado varias especies de áfidos como *Aphis fabae* Scop. *A. gossypii* Glover y *Myzus persicae* Sulzer, pero, sin embargo, el más específico y dañino para esta planta es, *M. euphorbiae* (Rodríguez *et al.*, 2001).

1.7.4 Daños

Las infestaciones de los pulgones afectan principalmente a la parte aérea de la planta, sobre todo en hojas jóvenes y brotes tiernos. Los áfidos insertan sus estiletes tipo aguja intracelularmente a través de las células epidérmicas y del mesófilo de la hoja, para alimentarse del floema en el tejido vascular subyacente. Esto produce daños directos en la planta por la retirada del fotosintato necesario para llenar los frutos en desarrollo. Las sustancias inyectadas tienen efectos tóxicos para la planta, provocando alteraciones bioquímicas (liberación de aminoácidos) y morfológicas; originando la deformación de los órganos. Además, las fuertes densidades de áfidos pueden causar una caída de las hojas y una defoliación general. Estos áfidos se alimentan en el envés de la hoja, haciendo que la hoja se curve hacia abajo, y formando así un área protegida en la que continúan alimentándose y reproduciéndose. Esto les protege contra las aplicaciones de insecticidas (Barbagallo *et al.*, 1998; Chandler y Perring, 2004).

Un subproducto de las picaduras de los áfidos en el floema rico en carbohidratos es la melaza excretada por los áfidos a través del ano. Esta sustancia contiene niveles altos de azúcares vegetales no necesarios para el áfido. La melaza es esporádicamente distribuida sobre las superficies de los tallos, hojas y frutos, esta sustancia pegajosa proporciona un medio favorable para el crecimiento de hongos que causan moho de hollín, que vuelve negras toda la superficie de las hojas (Chandler y Perring, 2004).

Aparte de los daños que ocasiona este insecto, está considerado como un eficaz vector de virus, tales como el Virus Mosaico del Tabaco (TMV) y arrollamiento de la papa, que representa un daño mayor que los que ocasionan chupando la savia (Rodríguez *et al.*, 2001).

1.7.5 Control

Control cultural. Eliminar todas las plantas donde se pudieran hospedar los pulgones, si las infestaciones son altas al final del cultivo, eliminar los residuos de cosecha. Por otra parte se debe de tener cuidado con los niveles de nitrógeno que se aplican, ya que el exceso de nitrógeno atrae más a los áfidos y lo favorece para su reproducción. Por lo cual se debe de aplicar el nitrógeno necesario (Flint, 2000).

Las coberturas de papel aluminio se han utilizado con éxito para reducir la transmisión de virus por los áfidos, teniendo incremento de rendimientos por la mayor cantidad de energía solar que refleja en las hojas (Flint, 2000).

Control biológico. Hay diversidad de agentes de control biológico, como la avispa parasitoide *Aphidius* spp. y *Aphelinus abdominalis*, el depredador *Aphidoletes aphidimyza* y los coleopteros como *Hippodamia convergens* y *Harmonia axyridis* (Murphy et al., 2006).

Aphidius spp. es una avispa parasita que no entra en diapausa y es más efectivo durante invierno. Durante el verano hay otras avispas que pueden parasitar a *Aphidius* reduciendo el impacto en las poblaciones de los áfidos. Las condiciones óptimas para *Aphidius* son de 18-25 °C y 80% de H.R. Este insecto completa su desarrollo de huevo a adulto en cerca de 10 días a 25 °C, y en 14 días a 21 °C. Por ejemplo *Aphidius matricariae* puede parasitar cerca de 40 especies de áfidos. La avispa coloca sus huevecillos dentro del áfido, el áfido cambia de color y apariencia, se ponen globosos de un color bronceado y textura papelosa. El áfido está parasitado y se muestra momificado, emergiendo la avispa (Murphy et al., 2006).

Chrysoperla spp. le gusta alimentarse de los trips, pudiendo consumir cada larva de 300 s 400 áfidos (Murphy et al., 2006).

En Cuba se encontraron los parasitoides *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) y *Diaretiella rapae* (Mc Intosh) (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiidae) así como la

presencia de hiperparasitoides del género *Pachyneuron* (Hymenoptera: Chalcidoidea: Pteromalidae) controlando poblaciones de áfidos (Ceballos *et al.*, 2009).

Control químico. Se puede utilizar aceites (aceite parafinico) y jabones para controlar temporalmente las poblaciones de los áfidos, cubriendo toda la planta. El uso de neem ha tenido buenos resultados para el control de esta plaga (Flint, 2000).

Se recomienda no utilizar productos como diazinon y clorpirifos, ya que es fuente importante de contaminante. Por otra parte el carbaril no es bueno para el control de los áfidos, por lo cual no se recomienda (Flint, 2000). Aunado a eso, reduce en número de insectos benéficos (Townsend, 2010).

Hay insecticidas que actúan en el sistema nervioso como el malathion, clorpirifos y acefate, que utilizan para aplicar en plantas ornamentales y frutales (Townsend, 2010).

1.8 Minador de la hoja *Liriomyza* sp. (Diptera: Agromyzidae)

1.8.1 Importancia

Los Agromyzidae son conocidos como minadores de la hoja, si bien sólo el 75% de las 1800 especies conocidas que se alimentan de diferentes partes de la planta (Barranco, 2003). Spencer (1973) menciona que los minadores de la hoja se citan por primera vez por Beckmann en 1681 sobre cerezos en Alemania. Aunque en aquella época se pensaba que estas galerías se debían a pequeñas serpientes que descendían desde el cielo o que emanaban del aire putrefacto o ciénagas. No obstante este autor demostró que estas galerías estaban producidas por insectos

(Spencer, 1973). Desde esas fechas hasta en la actualidad se han estado citando daños de agromícidos en los diferentes cultivos.

Las especies de mayor distribución en el mundo son: *Liriomyza trifolii* Burges, *L. huidobrensis* Blanchard, *L. strigata* Meigen, *L. bryoniae* Kaltenbanch, y *L. sativae* Blanchard. Estos insectos son polípagos, atacan al jitomate, chile, melón, fríjol, lechugas, col, algunas ornamentales como crisantemo y gerberas, incluso algunas especies causan daños en cereales, con poblaciones muy numerosas (Spencer, 1973; Rodríguez *et al.*, 2001).

L. bryoniae produce daños en tomate, sandía, melón, pepino y lechuga, aunque ha sido criada en muchos géneros de 23 familias de plantas diferentes. *L. huidobrensis* que ha registrado sobre 9 familias botánicas y produce daños principalmente en acelga, espinaca, lechuga, melón, papa, tomate, pimiento, habas, etc. *L. trifolii* ha sido citada en once familias de plantas, entre las hortalizas destacan: pimiento, tomate, cucurbitáceas, cebolla, zanahoria, patata, etc. (Spencer, 1973). Las especies de *Liriomyza* que más ataca al chile es *L. huidobrensis*, *L. trifolii*; y en el caso de el tomate también lo ataca *L. bryoniae* y *L. sativae* (Barranco, 2003).

1.8.2 Descripción morfológica

Huevos. Los huevos recién puestos son de color blanquecino, transparentes, de forma elipsoidal con la superficie lisa y brillante. Su tamaño aproximado es de 0.18 mm de largo x 0.11 mm de ancho (Issa y Marcano, 1991; Barranco, 2003), y son depositados dentro de los tejidos de la hoja por la hembra, conforme van madurando se vuelven color amarillentos (Barranco, 2003; Bautista *et al.*, 2008).

Larva. Completamente desarrollada llega a medir 2 mm de largo aproximadamente, es de color blando amarillento y en su desarrollo pasa por tres estadios larvales desarrollándose dentro de la hoja (ICA., 2007). Las piezas bucales están formadas

por un par de ganchos fuertemente aserrados. La coloración de la larva es amarillenta para el caso de *L. trifolii* y verdosa para el resto de las especies (Barranco, 2003).

Pupa. La pupa mide de 2 a 3 mm de longitud, de color amarillo oro cuando están recién formados, tornándose a un color marrón oscuro al aproximarse a la emergencia del adulto. Generalmente se forma en el suelo pero puede quedar pegada a la hoja, o inclusive algunas llegan a formarse dentro de las hojas. Su forma es subcilíndrica, segmentada (Issa y Marcano, 1991; ICA, 2007; Bautista *et al.*, 2008). La cutícula del pupario está fuertemente quinitizada y segmentada (Barranco, 2003).

Adulto. Son pequeñas mosquitas de color gris oscuro o negro brillante con manchas amarillas en la cabeza y en el metatórax que mide de 2 a 3 mm de longitud (Rodríguez *et al.*, 2001). La hembra es de mayor tamaño y más robusta que el macho, apreciándose en la parte final del abdomen el ovopositor de forma troncocónica y de color negro (Barranco, 2003).

1.8.3 Biología

El apareamiento tiene lugar poco después de que los adultos emerjan de la fase de pupa (Chandler y Perring, 2004). Generalmente se realiza una única cópula (que tiene una duración que oscila entre 6-31 minutos) que es suficiente para la puesta de todos los huevos. Las hembras vírgenes no tienen capacidad de ovipositar, aunque si ocasionan daños. Habitualmente las puestas son depositadas en el haz, aunque en ocasiones también en el envés (Barranco, 2003).

Las hembras ovipositan individualmente, insertando los huevos en la epidermis del tejido. Prefiriendo el haz de la hoja. Después de emerger la larva, comienza a construir una galería, se alimenta de la savia liberada al separar la epidermis del

parénquima. La mina se extiende a lo largo de la hoja, ésta es sinuosa; las larvas se pueden observar a contraluz (Lizárraga, 1990). La larva crece rápidamente y si ha eclosionado en una hoja demasiado pequeña es capaz de cambiar de hoja por el peciolo para seguir alimentándose; pero sin salir nunca de la epidermis de la hoja pues es incapaz de volver a introducirse (Spencer, 1973). Las larvas totalmente desarrolladas rajan la epidermis de la hoja, salen de la hoja, caen al suelo y se convierten en pupas en el suelo. (Chandler y Perring, 2004). Antes de transformarse en pupa, la larva permanece 6 horas en periodo de prepupa, bien en la superficie de la hoja o bien en el suelo (Barranco, 2003).

1.8.4 Ciclo de vida

Generalmente existe un periodo de preoviposición de 2-5 días, dependiendo de la temperatura ambiente y de la humedad relativa (Chandler y Perring, 2004). La puesta de los huevecillos, la emergencia de larvas de las hojas y la emergencia de los adultos de la pupa, sucede principalmente por la mañana, dependiendo de la temperatura y la nubosidad (Chaput, 2009).

Los adultos viven hasta 4 semanas. Eclosionan en 2-7 días. Se alimentan en el mesófilo foliar durante 6-12 días; durante este tiempo se desarrollan tres formas del insecto. El periodo larval dura de 7 a 10 días. La duración de la fase de pupa varía de 9-19 días. Durante una estación de crecimiento tiene lugar muchas generaciones que coinciden durante un cierto tiempo (Chandler y Perring, 2004). La pupa puede sobrevivir por arriba de los 90 días con temperaturas frías o en plantas que no son hospederas. Su ciclo de vida puede ser corto, de 14 días a una temperatura de 30 °C o larga con 64 días a 14 °C. Las temperaturas óptimas para su alimentación e incubación de los huevecillos varían entre 21 °C y 32 °C. Se reduce la puesta de huevecillos a temperaturas abajo de los 10 °C (Chaput, 2009).

En el caso de *L. trifolii* a 15 °C tiene una duración de su ciclo de 44.5 días aproximadamente y conforme aumenta la temperatura disminuye su ciclo, como por ejemplo, a 25 °C tiene una duración de 17 días en el cultivo de tomate (Barranco, 2003).

1.8.5 Daños

La hembra, realiza perforaciones en la hoja haciendo un movimiento de atrás hacia adelante e inoculando solamente un huevo por cada oviposición. Las oviposiciones las realiza en el envés de las hojas, se cree que es para proteger los huevos de los rayos solares (Lizárraga, 1990).

La larva construye minas serpenteantes en el interior de la hoja consumiendo el clorenquima de ésta y alimentándose a lo largo de las nervaduras del foliolo (Fig. 9) (Lizárraga, 1990).



Figura 9. Minas ocasionados por el minador de la hoja en chile.

Echeverría *et al.*, (1994) menciona que *L. huidobrensis* no solo causa daño las larvas por las minas que realizan, sino también porque la hembra realiza una serie de punteaduras en la epidermis foliar con la ayuda de su oviscapto, y posteriormente succiona el líquido del que se nutre. Siendo estos orificios aprovechados por el

macho que no puede realizar estos orificios. Esta especie realiza gran cantidad de punteaduras y puestas en comparación con otras especies como el caso de *L. trifolii*. El daño no es tan grave, aunque se deprecia la calidad del vegetal, si es sobre todo la hoja la parte comercial.

La actividad minadora de las larvas y el punteado (pinchazos de alimentación y oviposición) por las hembras adultas pueden causar una reducción fotosintética. Aunado a eso, los pinchazos matan a grupos localizados de células, causando depresiones cloróticas en la hoja, que reducen la capacidad fotosintética. Las altas poblaciones de larvas pueden causar deformaciones de las hojas y abscisión foliar prematura, dando lugar a quemaduras de los frutos. También pueden provocar una pérdida de vigor de la planta o incluso la muerte de la misma (Chandler y Perring, 2004).

1.8.6 Control

Control cultural. La eliminación de malezas en invernadero hospedantes, evitará que existan focos cercanos. De igual manera se recomienda la destrucción de los restos de la cosecha para evitar focos de infestación. Una vez eliminado los restos del cultivo, es importante la desinfección de suelo, ya que contribuirá a destruir una cantidad importante de adultos y en especial de pupas. Otra de las medidas que se recomienda es el uso de trampas adhesivas de color amarillo, para la captura de adultos (Téllez, 2006).

Control biológico. Hay una diversidad de parasitoides que atacan al minador de la hoja, por ejemplo de Hawaii se encontró *Chrysonotomyia punctiventris* (Crawford) (Hymenoptera: Eulophidae), *Halicoptera circulis* (Walker) (Hymenoptera: Pteromalidae) y *Ganaspidium hunteri* (Crawford) (Hymenoptera: Eucoilidae) los cuales fueron considerados de importancia para el cultivo de melón (Johnson, 1987).

Cabello *et al.*, (1994), estudio la evolución de las poblaciones de minadores de hoja en cultivos de judía, tomate y berenjena España, sin tratamiento fitosanitario. Encontrando un total de siete especies de parasitoides de larvas de este minador: *Cirrospilus vittatus*, *Chrysonotomyia formosa*, *Diglyphus chabrias*, *D. isaea*, *Hemiptarsenus varicornis*, *H. zilahisebessi* y *Opius* sp. De dichas especies mencionadas la que ejerció un mejor control fue *Ch. formosa* en los tres cultivos. Así mismo Peña (1988) en años anteriores ya había evaluado la efectividad de *D. isaea*, el cual ejerció un buen control de *L. trifolii* en las Islas Canarias

Control químico. El control del minador con insecticidas es generalmente complicado debido a la biología del insecto: el tiempo de desarrollo muy rápido, alta movilidad y pequeño tamaño de los adultos, la mayor parte del estadio de pupa ocurre en el suelo, una gran capacidad de reproducción y además los estadios de huevo y larva están muy protegidos por el tejido de la hoja (Parrella, 1987).

Existen varios insecticidas autorizados para el control del minador en hortalizas, como son la ciromazina, abamectina y azadiractina. Tanto como ciromazina como la abamectina son reguladores de crecimiento y se caracterizan porque tienen un único modo de acción, frecuentemente selectivo, no persistente en el medio ambiente, tienen baja toxicidad para mamíferos y son potencialmente compatibles con los enemigos naturales (Téllez, 2006).

Los productos que se recomienda la Universidad de California para el control del minador de la hoja, y teniendo un bajo impacto contra los enemigos naturales aparte de los mencionados anteriormente son el oxamyl, spinosad, spinetoram y pyretrin (Godfrey and Trumble, 2008).

1.9 CITAS BIBLIOGRAFICAS

Abdullah N. M. M. 2008. Life history of the potato psyllid *Bactericera cocokerelli* (Homoptera: Psyllidae) in controlled environment agriculture in Arizona. African Journal of Agricultural Research Vol. 3 (1). 60-67.

Addesso k. M. and McAuslane H. J. 2008. Pepper weevil attraction to volatiles from host and nonhost plants. Environmental Entomology 38(1): 216-224.

Aguilar M. S., Rodríguez M. C., Santillán O. C., Lagunes T. A. y Díaz G. O. 2007. Susceptibilidad a insecticidas en dos poblaciones de *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) biotipo B colectadas en Baja California y Sinaloa, México. Interiencia 32 (4): 266-269.

Ali S., Zafar Y., Muhammad A. G. and Nazir F. 2010. *Bacillus thuringiensis* and its application in agricultura. Afr. J. Biotechnol.9 (14): 2022-2031.

APS, 2000. Plagas y enfermedades del tomate. The American Phytopathological Society. Editorial Mundi-Prensa (edición español). Madrid, España. 74 p.

Arrieche N., Paz R., Montagne A. y Morales J. 2006. Estudios biológicos de *Thrips tabaci* Lindeman (Thysanoptera: Thripidae) en cebolla, en el estado Lara, Venezuela. Bioagro 18 (3): 149-154.

Avilés G. M., Domínguez F. A., Nava U. C., Wong J. de J. P., Pérez J. J. y Velarde F. S. 2005. Evaluación de la efectividad biológica de varios insecticidas para el control del psilido del tomate *Bactericera* (= *Paratrioza*) *cockerelli* (Sulc.) (Homóptera: Psyllidae) en el cultivo de chile bell en la Cruz Elota, Sinaloa. México. Segunda convención mundial del chile 2005. Pest management plagas. 85- 92 pp.

Bautista M. M, Alvarado L. J, 2005. Producción de jitomate en invernadero. Primera edición. Colegio de Postgraduados. 265 p.

Barbagallo S., Cravedi, P., Pasqualini E. y Patti I. 1998. Pulgones de los principales cultivos frutales. Primera edición. Ediciones Mundi-Prensa. México, D. F. 11-28 Pp.

Barranco V. P. 2003. Dípteros de interés agronómico. Agromícidos plaga de cultivos hortícolas intensivos. Bol. S. E. A. 33: 293-307.

Bautista, M. N.; Morales G. O. y Sánchez A. O. 2006. Manejo de plagas. *In:* Producción de jitomate en invernadero. Bautista, M. N. y J. Alvarado L. J. (eds). Colegio de Postgraduados. Texcoco, Edo. México. 127-151 Pp.

Bautista M. N.; Saavedra A. M. y Sánchez A. H. 2008. Plagas del jitomate en invernadero. 191-213 pp. *In:* Jitomate, tecnología para su producción en invernadero. 2ª edición. Colegio de Postgraduados. Texcoco, México.

Bayer, 2010. Manual picudo del chile. Obtenido de la red: <http://www.bayer.com.mx>. (Consultado: noviembre de 2010).

Bedoya C. Y. C., Ramos P. A. A. y Zamorano M. C. 2007. Moscas blancas del tomate de mesa (*Solanum lycopersicum*) en el departamento de caldas. Agron. 15 (2):59-65, 2007.

Biosecurity Australia, 2009. Draft pest risk analysis report for "*Candidatus Liberibacter psyllaureus*" in fresh fruit, potato tubers, nursery stock and its vector the tomato-potato psyllid. Biosecurity Australia, Canberra. Obtenido de la red: <http://www.daff.gov.au> (Consultado: Junio de 2010).

Bonilla V. K. B. 2000. Control biológico de *Helicoverpa zea* con *Trichogramma pretiosum* y *Bacillus thuringiensis* en tomate. Proyecto especial del programa de ingeniero agrónomo. Zamorano, Honduras. 45 p.

Bujanós M. R., Garzón T. J. A. y Marín J. A. 2005. Manejo integrado del pulgón saltador *Bactericera* (= *Paratrioza*) *cockerelli* (Sulc.) (Hemiptera: Triozidae) en los cultivos de solanáceas en México. Pest management. Segunda convención mundial del chile 2005. 93-99.

Butler C. and Trumble J. 2010. Potato psyllid, *Bactericera cockerelli* (Sulc). University of California. Obtenido de la red: http://cirs.ucr.edu/potato_psyllid.html. (Consulta: junio de 2010).

Butler G. D. Jr. and Henneberry T. J. 1990. Cottonseed oil and Safer insecticidal soap: effects on cotton and vegetable pests and phytotoxicity. southwestern Entomologist. 15 (3): 257-264.

Caballero P., Murillo R., Muñoz D. y Williams T. 2009. El nucleopoliedrovirus de *Spodoptera exigua* (Lepidoptera: Noctuidae) como bioplaguicida: análisis de avances recientes en España. Rev. Colom. Entomol. 35 (2): 105-115.

Cabello T., Jaimez R. y Pascual F. 1994. Distribución espacial y temporal de *Liriomyza* spp. y sus parasitoides en cultivos hortícolas en invernaderos del sur de España (Dip., Agromyzidae). Bol. San. Veg. Plagas 20: 445-455.

CAB Internacional (CABI), 2005. Crop Protection Compendium 2005, Wallingford, Reino Unido, Base de datos.

Cahill M., Gorman K., Day S., Denholm I., Elbert A. and Nauen R. 1996. Baseline determination and detection of resistance to imidacloprid in *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). Bulletin of Entomological research. 86 (4): 343-349.

Capinera, J. L. 2002. Pepper weevil, *Anthonomus eugenii* Cano (Insecta: Coleoptera: Curculionidae). University of Florida. 6 p. Obtenido de la red: <http://edis.ifas.ufl.edu/pdffiles/IN/IN55500.pdf>. (Consultado: 14 de septiembre de 2010).

Capinera J. L. 2006. Corn earworm. University of Florida and USDA. Obtenido de la red: http://entnemdept.ufl.edu/creatures/veg/corn_earworm.htm. (Consultado: junio de 2010).

Capinera J. L. 2008a. Beet armyworm, *Spodoptera exigua* (Hübner) (Insecta: Lepidoptera: Noctuidae). Entomology and Nematology Department, University of Florida. Obtenido de la red: <http://creatures.ifas.ufl.edu>. (Consultado: junio de 2010).

Capinera J. L. 2008b. Encyclopedia of entomology, vol. 4. 2nd edition. Dept. Springer regerence. Entomology and Nematology. University of Florida. 2782-2784 pp.

Carballo M. V. y CATIE, 1999. Biología y alternativas para el manejo del picudo del chile *Anthonomus eugenii* Cano. In Manejo Integrado de plagas: "Combate del picudo del chile *Anthonomus eugenii*". Menorías. Cerro Punta, Chiriquí, Panamá.

Carballo M. 2002. Avances en el fomento de productos fitosanitarios no-sintéticos. Manejo de insectos mediante parasitoides. Manejo Integrado de Plagas y Agroecología. (66): 118-122.

Cardona C., Rodríguez I. V., Bueno J. M. y Tapia X. 2005. Biología y manejo de la mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum* en habichuela y fríjol. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAI). Department of International Development (DFID). Colombia. 50 p.

Cartwright B. Teague T. G., Chandler L. D., Edelson J. V. and Bentsen G. 1990. An action threshold for management of pepper weevil (Coleoptera: curculionidae) on bell peppers. *Economic entomology*. 83(5): 2003-2007.

Castañé C., Riudavets J. and Yano E. 1999. Biological control of thrips. Integrated pest and disease management in greenhouse crops. Klumer Academic Publishers. 235-240 Pp.

CATIE, 1993. Guía de manejo integrado de plagas del cultivo del chile dulce. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. Serie técnica. Informe técnico No. 201. Turrialba, Costa Rica.

Chávez, J. y Rojas F. 2004. Manual tecnológico del maíz amarillo duro y de buenas prácticas agrícolas para el valle de Huaura. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura, IICA. Lima, Perú. Pág. 85

Chandler L. D. y Perring T. M., 2004. Plagas y enfermedades de las cucurbitáceas. The American Phytopathological Society, APS. Ediciones Mundi-Prensa (edición en español). Madrid, España. 68-70 pp.

Chaput J. 2009. Leafminers attacking field vegetables and greenhouse crops. Queen's printer for Ontario. Obtenido de la red: <http://www.omafra.gov.on.ca>. (Consulta: septiembre de 2010).

Cranshaw W. S. 2007. Potato or tomato psyllids. Colorado State University. Obtenido de la red: <http://www.ext.colostate.edu/pubs/insect/05540.html>. (Consultado: mayo de 2010).

Ceballos M., Martínez M. A., Duarte L., Lellanis B. H. y Sánchez A. 2009. Asociación áfidos-parasitoides en cultivos hortícolas. *Rev. Protección Veg.* 24 (3): 180-183.

Cortez M. H. 2010. Resistencia a insectos de tomate injertado en parientes silvestres, con énfasis en *Bactericera cockerelli* Sulc. (Hemiptera: Psyllidae). Bioagro 22 (1): 11-16.

Díaz, D. P. A. 1957. El cultivo del chile. Primera edición. Escuela Nacional de Agricultura. México, D. F. 151-153 Pp.

Davidson, H. R. and Lyon, W. F. 1987. Insect pests of farm, garden and orchard. 8^a edition. The United States of America. 640 p.

Domínguez T. A., García P. E., Pacheco V. J. E., Villanueva J. J. A. y Téliz O. D. 2002. Control de mosquita blanca y virosis en jitomate con cubierta flotante en Veracruz. Rev. Fitotec. Mex. 25 (3): 311-316.

Domínguez, R. R., Ayala, O. J. L., Rodríguez, H. C., Dominguez, R. B. y Sánchez, A. H. 1989. Plagas agrícolas. Departamento de parasitología agrícola. Universidad Autónoma de Chapingo. Chapingo, México. 356 p.

Durán M. J. 2004. Guía de ingredientes activos de bioplaguicidas. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza, CATIE. Serie técnica. Turrialba, Costa Rica. 92 p.

Echevarría A., Gimeno C. y Jiménez R. 1994. *Liriomyza huidobrensis* (Blanchard, 1926) (Diptera, Agromyzidae) una nueva plaga en cultivos valencianos. Bol. San. Veg. Plagas. 20: 103-109.

EPPO, 2009. *Candidatus Liberibacter psyllaeus*. Obtenido de la red: http://www.eppo.org/QUARANTINE/Alert_List/bacteria/Liberibacter_psyllaeus.htm. (Consultado: septiembre de 2010).

Jacas J., Caballero P. y Avilla J. 2005. El control biológico de plagas y enfermedades. Publicaciones de la Universidad Jaume I. 222 p.

Johnson M. W. 1987. parasitization of *Liriomyza* spp. (Diptera: agromyzidae) infesting commercial watermelon plantings in Hawaii. J. Econ. Entomol. 80: 56-61.

FAOSTAT, 2010. Producción mundial de chile. Obtenido de la red: <http://faostat.fao.org>. (Consulta: junio de 2010).

Flint M. L. 2000. Pests in Gardens and Landscapes. Aphids. University of California. 4 p. Obtenido de la red: <http://www.ipm.ucdavis.edu>.(Consultado: noviembre de 2010).

Garzón T. J. A., Bujanos M. R y Marín-Jarillo A, 2007. Manejo integrado de la paratrioza *Bactericera cockerelli* Sulc. INIFAP, Campo Experimental Valle de Culiacán, Culiacán, Sin., México. Folleto para productores Núm. 554. 24 p.

Garzón T. J. A., Cárdenas V. O. G., Bujanos M. R., Marín J. A., Becerra F. A., Velarde F. S., Reyes M. C., González C. M. y Martínez C. J. L. 2009. Asociación de hemíptera: Triozidae con la enfermedad "Permanente del tomate en México". Agricultura Técnica en México. Vol. 35 Núm. 1. P 61-72.

Godfrey L. D. and Trumble J. T. 2008. Celery leafminers. Obtenido de la red: <http://www.ipm.ucdavis.edu/PMG/r104300111.html>. (Consulta: noviembre de 2010).

González A. A., del Pozo N. E. M., Galván P. B., González C. A. y González C. J. C. 2006. Extractos vegetales y aceites minerales como alternativa de control de mosca blanca (*Bemisia* spp.) en berengena (*Solanum melongena* L.) en el Valle de Culiacán, Sinaloa, México. Revista UDO Agrícola 6 (1): 84-91.

Ghosh A., Chatterjee M. and Roy A. 2010. Bio-efficacy of spinosad against tomato fruit borer (*Helicoverpa armigera* Hub.) (Lepidoptera: Noctuidae) and its natural enemies. Journal of Horticulture and Forestry. 2 (5): 108:111.

Heinrichs E. A., Rice M. E., Foster J. E. and Flanders K. L. 2009. Maize Insect Pest in North America. University of Minnesota. (Consulta: junio de 2010). Obtenido de la red: <http://ipmworld.umn.edu/chapters/maize.htm>.

Hilje L. 2002. Manejo de *Bemisia tabaci* en América Central y el Caribe: la experiencia de un decenio. Man. Int. Plagas y Agroecol. 65: 102-108.

Liefting L. W., Perez E. Z. C., Clover G. R. G. and Anderson J. A. D. 2008. A new "Candidatus Liberobacter" species in *Solanum tuberosum* in New Zealand. Plant disease. Vol. 92 (10):1474.

Liefting L. W., Sutherland P. W., Ward L. I., Paice K. L. Weir B. S. and Clover G. R. G. 2009b. 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. 2009a. "Candidatus Liberibacter solanacearum", asociated with plants in the family Solacaceae. Int J Syst Evol Microbiol 59: 2274-2276.

Hoddle M. S., Mound L. A. and Paris D. 2009. Thrips of California. University of California. (Consulta: junio de 2010). Obtenido de la red: http://keys.lucidcentral.org/keys/v3/thrips_of_california/Thrips_of_California.html

Horton, D. L. and H C Ellis, 1997. Weevils and Borers. In: Hudson, R. D. and D. B. Adams. 1997. A County Agent's Guide to Insects Important to Agriculture in Georgia. Entomology 97, RDH (1). Univ. of GA, Col. Ag. Env. Sci, Coop. Ext. Serv., Tifton, GA 31793.

Ibarra J. E., DelRincón C. C. M., Galindo E., Patiño M., Serrano I., García R., Carrillo J. A., Pereyra A. B., Alcázar P. A. Luna O. H., Galán W. L., Pardo L., Muñoz G. C., Gómez I., Soberón M. y Bravo A. 2006. Los microorganismos en el control biológico de insectos y fitopatógenos. *Rev Latinoam Microbiol* 48 (2): 113-120.

ICA, 2007. Control de plagas y enfermedades en los cultivos. Instituto Colombiano Agropecuario. Primera edición. Grupo Latino Editorial. Bogotá, Colombia. 740 p.

IRAC, 2010. The Insecticide Resistance Action Committee. Obtenido de la red: <http://www.irac-online.org/>. (Consultado: octubre de 2010).

Issa S. y Marcano R. 1991. Ciclo de vida de *Liriomyza sativae* Blanchard (Diptera: Agromyzidae) en tomate *Lycopersicum esculentum* Mill. *Bol. Entomol. Venez.* 6(1): 37-45.

Lezaun J. A., Esparza M., Biurrun R., Yanguas R. y Garnica I. 2006. Virus del bronceado del tomate. TSWV (Tomato Spotted Wilt Virus). *Revista Navarra Agraria.* España. 4 p.

Lizárraga, A. D. 1990. Biología de la mosca minadora *Liriomyza huidobrensis* Blanchard (Diptera, Agromyzidae). *Revista latinoamericana de la papa.* 3:30-40.

López M. S. N., Viscarret M. M. y Botto E. N. 1999. Selección de la planta hospedera y ciclo de desarrollo de *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Homoptera: Aleyrodidae) sobre zapallito (*Cucurbita maxima* Duch.; Cucurbitales: Cucurbitaceae) y tomate (*Lycopersicum esculentum* Mill.; Tubiflorales: Solanaceae). *Bol. San. Veg. Plagas*, 25: 21-29. 1999.

Mau R. F. L. and Kessing J. L. M. 1994. *Anthonomus emigratella* (Busck). Department of Entomology. Honolulu, Hawaii. Obtenido de la red:

<http://www.extento.hawaii.edu/kbase/crop/type/anthonom.htm>. (Consulta: octubre de 2010).

Medina B. S., Ortega A. L. D., González H. H. y Villanueva J. J. A. 2002. Influencia de arvenses sobre el complejo mosca blanca-virosis-parasitoides en Veracruz, México. *Manejo Integrado de Plagas y Agroecología* 65: 75-81.

Medina, C. T. S. 1996. La mosquita blanca. Universidad Autónoma de Baja California. Mexicali, Baja California. 56 p.

Murphy G., Ferguson G. and Shipp L. 2006. Aphids in greenhouse crops. Ministry of Agriculture, Food and Rural Affairs. Ontario. Obtenido de la red: www.omafra.gov.on.ca. (Consulta: septiembre de 2010).

Munyanza J. E., Sengoda V. G., Crosslin J. M., Garzón T. J. A. and Cardenas V. O. G. 2009. First report of "*Candidatus liberibacter solanacearum*" in tomato and pepper plants in Mexico. *Plant Disease*. 93 (10): 1076.

Myartseva S. N. y Ruíz C. E. 2010. Una nueva especie de *Metaphycus* mercet (Hymenoptera: Encyrtidae) de México y clave de especies del género que parasitan mosquitas blancas (Hemiptera: Aleyrodidae) en la región Neotropical. *Acta Zoológica Mexicana* (n. s.) 26 (1): 17-24.

Natwick E. T., Trumble J. T., Bentley W. J., Coviello R. L., Summers C. G., Chaney W. E. and Fouche C. F. 2007. Peppers, Pepper Weevil. University of California. Agriculture and Natural Resources. Integrated Pest Management Program. Obtenido de la red: <http://www.ipm.ucdavis>. (Consultado: septiembre de 2010)

Nuez, R. F., Gil, O. R. y Costa G. J. 1996. El cultivo de pimientos, chiles y ajies. Ediciones Mundi-Prensa. México, D. F. 115- 189 Pp.

Nuez, V. F. y Esquinas, A. J. 1995. Situación taxonómica, domesticación y difusión del tomate. El cultivo del tomate. Ediciones Mundi-prensa. México, D. F. 15- 41 Pp.

Parrella M. P. 1987. Biology of *Liriomyza*. Ann. Rev. Entomol. 32: 201-224.

Penagos D. I. y Williams T. 1995. Factores clave en la biología de heperparasitoides heterónomos (Hym.: Aphelinidae): agentes para el control biológico de mosquita blanca y escamas. El Colegio de la Frontera Sur. Tapachula, Chiapas. México. Acta de Zool. Mex. (n. s.) 66:31-57.

Peña M. A. 1988. Primera experiencias de lucha biológica contra *Liriomyza trifolii* (Burg.) (Dipt., Agromyzidae) con *Diglyphus isaea* (Walk.) (Hym., Eulophidae) en las Islas canarias. Bol. San. Veg. Plagas 14: 439-445

Perring T. M. 2001. The *Bemisia tabaci* species complex. Crop Protection. 20 (9): 725-737.

Porter P., Lewis B. E., Scanlon R. and Murrays L. 2007. Pepper weevil infestation of Cv. early jalapeno pepper of different size classes. Southwestern Entomologist 32(1): 1-6.

Ramírez, G. M., Santamaría C. E., Méndez R. J. S., Ríos F. J. L., Hernández S. J. R. y Pedro M. J. G. 2008. Evaluación de insecticidas alternativos para el control de paratíroza (*Bactericera cockerelli* B. y L.) (Homoptera: Triozidae) en el cultivo de chile jalapeño (*Capsicum annuum* L.). In: Revista Chapingo. Serie Zonas áridas Bermejillo, Durango. México. 7:47-56.

Riley D. G., Schuster D. J. and Barfield C. S. 1992. Sampling and dispersion of pepper weevil (Coleoptera: Curculionidae) adults. Environmental Entomology. Vol. 21 (5): 1013-1021.

Riley D. G. and Sparks A. Jr. 1995. The pepper weevil and its management. Texas Agricultural Extension Service. Obtenido de la red: <http://insects.tamu.edu/extension/bulletins/I-5069.html>. (Consultado: octubre de 2010).

Ripa P. R., Larral P. y Luppichini P. 2008. Mosquita blanca de los invernaderos. Manejo de plagas en paltos y cítricos. Ripa R. y Larral, P. Instituto de Investigaciones Agropecuarias INIA. Chile. 111-122 Pp.

Ripa R., 2008. Trips Californiano. Western flower thrips *Frankliniella occidentalis* (Pergande) 206-208 Pp. *In* Larral P. y Ripa R. Manejo de plagas en paltos y cítricos. Instituto de Investigaciones Agropecuarias. Chile. 397 p.

Robles H. L., González F. A. C., Gill L. E. M. Pérez M. L. y López D. J, C. 2010. Virus fitopatógenos que afectan al cultivo de chile en México y análisis de las técnicas de selección. Tecnociencia Chihuahua. Vol. IV, (2): 72-86.

Rodriguez L. E. 2006. Life history of *Triaspis eugenii* Wharton and Lopez-Martinez (Hymenoptera: Braconidae) and evaluation of its potential for biological control of pepper weevil *Anthonomus eugenii* Cano (Coleoptera: Curculionidae). University of Florida. 2940 p. Obtenido de la red: <http://gradworks.umi.com/32/24/3224618.html>. (Consulta: octubre de 2010).

Rodríguez L. E., Stansly P. A., Schuster D. J. and Bravo M. E. 2007. Diversity and distribution of parasitoids of *Anthonomus eugenii* (Coleoptera:curculionidae) from Mexico and prospects for biological control. Florida Entomologist 90 (40): 693-702.

Rodríguez I., Morales H., Bueno J. M. y Cardona M. C. 2005. El biotipo B de *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) adquiere mayor importancia en el Valle del Cauca. Revista Colombiana de Entomología 31 (1):21-28 (2005).

Rodríguez, R. R., Tabares, R. J. M. y Medina S. J. J. A. 2001. Cultivo moderno del tomate. 2ª edición. Ediciones-Prensa. México, D. F. 255 p.

Rodríguez, B. L. A. y Marín J. A. 2008. Insecto plaga y su control. *In* El cultivo del maíz. Primera edición. Mundi-Prensa. Colegio de postgraduados. México, D. F. 29-46 pp.

Ruberson, J.R., G.A. Herzog, W.R. Lambert, and W.J. Lewis. 1994. Management of the beet armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) in cotton: role of natural enemies. Florida Entomologist 77:440-453.

Rueda A., Gandini G., Evans S., Arango A. and Avedillo M. 1986. A supervised control programme for the pepper weevil, *Anthonomus eugenii* Cano, in Honduras, Central America. International journal of pest management. Vol. 32(1): 1-4.

Rueda A. y Shelton A. M. 1995. Trips de la cebolla. Global Crop Pests. Cornell International Institute for Food, Agriculture and Development. Obtenido de la red: <http://www.nysaes.cornell.edu/>. (Consulta: junio de 2010).

Ruiz S. E., Aguilar O. O., Cristóbal A. J., Tún S. J. M., Latournerie M. L. y Pérez G. A. 2009. Comparación de la efectividad de un insecticida botánico y dos químicos convencionales en el control del picudo (*Anthonomus eugenii* Cano) (Coleoptera: Curculionidae) en chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.). Fitosanidad 13 (2): 117-120.

Salas J., Morales G., Mendoza O., Alvarez C. y Parra A. 1993. Biología y hábitos de vida de *Thrips tabaci* Lindeman Thysanoptera: Thripidae en cebolla *Allium cepa* L. Agronomía Tropical 43(3-4):173-183.

Santiago S. V., Rodríguez H. C., Ortega A. L. D., Ochoa M. D. e Infante G. S. 2009. Repelencia de adultos de mosca blanca (*Trialeurodes vaporariorum* West.) con aceites esenciales. Fitosanidad 13 (1): 11-14.

Scotta R., Sánchez D. y Arregui C. 2006. Evaluación de neonicotinoides para el control de mosca blanca (*Trialeurodes vaporariorum*) en cultivos de tomate y en invernadero. Revista de investigaciones de la Facultad de Ciencias Agrarias No. X.

Schuster D. J. 2007. Suppression of *Anthonomus eugenii* (Coleoptera: curculionidae) pepper fruit infestation with releases of *Catolaccus hunteri* (Hymenoptera: Pteromalidae). Biocontrol Science and Technology. 17: 345-351.

Seal, D. R. 2009. Effectiveness of various chemical treatments in controlling pepper weevil, 2008. Arthropod management tests. Vol. 34.

SIAP, 2010. Producción nacional y estatal. Obtenido de la red: <http://www.siap.gob.mx>. (Consulta: junio de 2010).

Spencer K. A. 1973. Agromyzidae (Diptera) of economic importance. Series Entomologica. Vol. 9. Junk Ed., The Hague. 418 p.

Servín R. y Aguilar R. 2000. Bioensayos toxicológicos en picudo del chile *Anthonomus eugenii* Cano (Coleptera: curculionidae) por exposición residual, en Baja California Sur, México. Folia Entomológica Mexicana. 109: 117-118.

Takai M. and Wakamura S. 1995. Control of the beet armyworm, *Spodoptera exigua* (Hubner), with synthetic sex pheromone. Food & Fertilizer Technology Center. 8 p. Obtenido de la red: <http://www.agnet.org/library/tb/142/>. (Consultado: noviembre de 2010).

Téllez N. M. M. 2006. Enemigos naturales para el control de minador en cultivos hortícolas. 127-137 pp. Obtenido de la red: <http://www.mapa.es/ministerio/pags/biblioteca/revistas/pdf>. (Consulta: noviembre de 2010).

Toapanta M. A., Schuster D. J. and Stansly P. A. 2005. Development and life history of *Anthonomus eugenii* (Coleoptera: curculionidae) at constant temperatures. Environ. Entomol. 34 (5): 999-1008.

Torres P. I., Garzón T. J. A., Brown J. K., Becerra F. A. and Rivera B. R. F. 1996. Detection and distribution of Geminiviruses in Mexico and the Southern United States. The American Phytopathological Society. Vol. 86, No. 11, 1186-1192.

Townsend L., 2010. Aphids. University of Kentucky College of Agriculture. Obtenido de la red: <http://www.ca.uky.edu>. (Consultado: noviembre de 2010).

Tucuch H. J. I., Rodríguez M. J. C., Lagunes T. A., Silva A. G., Aguilar M. S., Robles B. A. y González C. J. M. 2010. Toxicidad de spiromesifen en los estados biológicos de *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae). Neotropical Entomology 39(3):436-440.

Urbaneja A., Vander B. J., Lara L., Timmer R. y Blockmans K. 2002. Utilización de *Cotesia marginiventris* (Cresson) (Hym.: Braconidae) para el control biológico de orugas (Lep.: Noctuidae) en el manejo integrado de plagas en pimiento bajo invernadero. Bol. San. Veg. Plagas. 28: 239-250.

Valdivieso J. L. y Núñez S. E. 1984. Plagas del maíz y sus enemigos naturales. Ficha técnica. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura IICA. Febrero, 1984. Lima, Perú.

Vázquez M. L. L. 2002. Avances del control biológico de *Bemisia tabaci* en la región neotropical. Man. Int. Plagas y Agroecol. 66: 82-95.

Vega G. M. T., Rodríguez M. J.C., Díaz G. O., Bujanos M. R., Mota S. D., Martínez C. J. L., Lagunes T. A. y Garzón T. J. A. 2008. Susceptibilidad a insecticidas en dos poblaciones mexicanas del salerillo, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae). Agrociencia 42 (4): 463-471.

Velásquez V. R., González G. E., García D. C. A., Esquivel V. F. y Medina A. M. M. 2005. Avances de investigación sobre *Bactericera cockerelli* Sulc. en Aguascalientes. Segunda convención mundial del chile 2005. Pest management plagas. 130-135.

Wintermantel W. M. and Wisler G. C. 2006. Vector specificity, host range, and genetic diversity of Tomato Chlorosis Virus. Plant Disease. Vol. 90 No. 6:814-819.

Wisler J. G. C., Duffus J. E., Liu H. Y. and Li R. H. 1998a. Ecology and epidemiology of whitefly-transmitted closteroviruses. Plant Disease Vol. 82:270-280.

Wisler R. G. C., Li H. R. H., Liu D. Y., Lowry D. S. and Duffus J. E. 1998b. Tomato Chlorosis virus: a new whitefly-transmitted, phloem-limited, Bipartite closterovirus of tomato. Phytopathology. Vol. 88:403-409.

Wolfenbarger D. A. and Loera G. J. 2006. Endosulfan and bifenthrin: applied alone, alternatively or in combination for control of the silverleaf whitefly *Bemisia argentifolii* Bellows and Perring (Homoptera: Aleyrodidae) in cotton. Journal of the Kansas Entomological Society. 79 (4): 321-324.

Workman P. J. and Whittman S. A. 2009. Importing *Tamarixia triozae* into containment in New Zealand. N. Z. Plant. Prot. 62: 412.

CAPITULO II. DINAMICA POBLACIONAL DE LOS PRICIPALES INSECTOS PLAGA EN EL CUTIVO DE CHILE Y TOMATE EN LA ZONA DEL BAJÍO MICHOACANO

2.1 INTRODUCCIÓN

Las plagas pueden llegar a causar una reducción de entre 10% y el 15% de la producción agrícola mundial. Los insectos aparte de generar daños directos son transmisores de virus, bacterias y otros agentes fitopatógenos (Hueveldop et al., 1986). El estudio del desarrollo de la población de una plaga es parte importante de la ecología de la plaga, para tener conocimiento y hacer un diseño de manejo, basándose en la manipulación de algunos factores de mortalidad.

Los insectos no regulan la temperatura de su cuerpo ya que dependen de la temperatura del medio ambiente donde se encuentra. Es por eso que se desarrollan más rápidamente durante el verano cuando las temperaturas son más altas, y se desarrollan más lentamente cuando las temperaturas son frescas, como la primavera y otoño (Saénz y Palmández, 2004). Por cual, es de suma importancia el microclima que prevalece en el cultivo, en la incidencia de plagas y enfermedades. Los elementos de clima que tienen mayor efecto sobre la incidencia de plagas y enfermedades son la radiación, la temperatura, la humedad (precipitación, niebla, rocío) y el movimiento del aire (viento) (Hueveldop et al., 1986).

Todos los estadíos del ciclo de vida de un agente patógeno o plaga tienen lugar en un rango determinado de temperatura, fuera del cual, este se inactiva o muere (Hueveldop et al., 1986). Para muchas especies, las temperaturas letales por exposiciones cortas es dentro de un rango de 40-45 °C (Barbercheck, 2010). En algunas otras especies las temperaturas extremas pueden inducir a la hibernación.

El número de individuos en una población puede cambiar de un día a otro día, de una estación a otra y de un año a otro año resultado de las interacciones con el

medio ambiente. Es por ello importante tener una estimación de las poblaciones para hacer un Manejo Integrado de Plagas y así comprender las dinámicas poblacionales de las plagas y tomar decisiones en el manejo de acuerdo a los monitoreos y el pronóstico de los niveles de abundancia y distribución de las plagas (Dent, 2000; Barbercheck, 2010). Por lo tanto se sabe que la dinámica de poblaciones se define como el desarrollo de las poblaciones de plagas en el tiempo y en su ambiente en relación con los factores que regulan este desarrollo (Nicholls, 2008).

Para minimizar los daños ocasionados por las plagas en un cultivo de interés es importante conocer todo acerca de la plaga, para proporcionar mayor información y poder hacer un mejor manejo de las plagas, el tener ese conocimiento, ayuda a evitar el uso excesivo de insecticidas que regularmente no se aplican correctamente, hasta que pierden su efectividad en campo. En México se tiene poco conocimiento respecto a la biología de la plaga-dinámica poblacional-medio ambiente, para hacer un manejo integral de las plagas en el cultivo de chile y tomate. Por ello, se generó el siguiente objetivo de esta investigación, que fue conocer la dinámica poblacional de las principales plagas insectiles en los cultivos de tomate y chile en dos municipios del Bajío Michoacano.

2.2. MATERIALES Y MÉTODOS

2.2.1 Localización del área de estudio

La presente investigación se realizó en el marco del proyecto de Manejo Integrado de Plagas y Enfermedades de las hortalizas en el Bajío Michoacano, financiado por Fundación PRODUCE, en donde se ejecutó con el apoyo de investigadores expertos del CRUCO de la Universidad Autónoma Chapingo, del Colegio de Postgraduados, Asesores técnicos y productores de chile y tomate.

Los municipios en donde se realizaron los muestreos fueron principalmente en Yurecuaro y Vista Hermosa del estado de Michoacán (Fig. 1), los cuales están entre los principales productores de tomate y chile. El municipio de Yurecuaro se localiza al noroeste del Estado, en las coordenadas 20°20' de latitud norte y 102°17' de longitud oeste, a una altura de 1,530 metros sobre el nivel del mar. Limita al norte con el Estado de Jalisco, al este con La Piedad, al sur con Ecuandureo, y al oeste con Tanhuato. Su clima es templado con lluvias en verano. Tiene una precipitación pluvial anual de 700 milímetros cúbicos y temperaturas que oscilan entre 13.0 y 38.0 °C (Inafed, 2009).

Vista Hermosa se localiza al noroeste del Estado, en las coordenadas 20°17' de latitud norte y 102°29' de longitud oeste, a una altura de 1,500 metros sobre el nivel del mar. Limita al norte con el Estado de Jalisco, al este con Tanhuato, al sur con Ixtlán y Pajacuarán, y al oeste con Briseñas. Su clima es templado con lluvias en verano. Tiene una precipitación pluvial anual de 800 milímetros y temperaturas que oscilan de 11 a 28 °C (Inafed, 2009).

El trasplante del cultivo en las parcelas donde se hicieron los muestreos de las poblaciones de las principales plagas, varió solo en días en las diferentes parcelas (todo el mes de julio y primera semana de agosto). Así mismo las parcelas no variaron respecto a la altura sobre el nivel del mar (msnm) (de 1500 a 1530 msnm).



Figura 1. Croquis de los municipios donde se realizó la investigación. Google Earth.

2.2.2 Muestreos de insectos

Los técnicos asignados realizaron muestreos de las poblaciones insectiles en 18 parcelas (de ambos cultivos e incluyendo los dos ciclos) de las comunidades de los municipios con la finalidad de ver el comportamiento de las plagas que se presentaron en los ciclos comprendidos 2007 y 2008 principalmente de la temporada verano-otoño. Las parcelas donde se realizaron los muestreos se aplicó un programa de manejo fitosanitario con un enfoque integral basando las decisiones de control en los resultados de dichos muestreos. Dicho programa tuvo como objetivo reducir en la medida de lo posible el uso de plaguicidas químicos sin poner en riesgo la producción del productor cooperante. Para esto se usaron diferentes tácticas como los extractos vegetales, aceites vegetales y minerales, insecticidas biológicos y químicos considerando criterios como su modo de acción, intervalo de seguridad, residualidad e impacto en fauna benéfica.

Para realizar los muestreos se utilizaron charolas impregnadas de aceite vegetal o en su caso de jabón líquido, sacudiendo 10 plantas en forma lineal y haciendo el conteo, de los insectos en 4 sitios de la parcela en forma de zig-zag. Además, con fines de reducción poblacional, se colocaron también trampas amarillas con pegamento, para el monitoreo de las plagas pequeñas como mosca blanca (*Bemisia tabaci* Gennadius), paratrioza (*Bactericera cockerelli* Sulzer), pulgones (*Macrosiphum euphorbiae* Thomas y *Myzus persicae* Sulzer en tomate, *Aphis gossypii* Glover en chile), trips (*Trips tabaci* Lindeman y *Frankliniella occidentalis* Pergande), minador (*Liriomyza* sp.) y el picudo del chile (*Anthonomus eugenii* Cano) para el caso del cultivo del chile. Las trampas (Marca y fabricante) de esta última plaga fueron obtenidas de Agrobiosol de México SA. De C.V, Sin. México. Para monitorear a los adultos de los gusanos (gusano soldado *Spodoptera exigua* (Hübner) en chile y gusano del fruto *Helicoverpa zea* (Boddie) en tomate), se colocaron recipientes con una mezcla de melaza y agua (Fig. 2), estas trampas no se consideraron para la toma de datos, pero fueron partes de la estrategia de manejo integral usado durante el desarrollo del proyecto.



Figura 2. a) Trampas en envases con melaza para adultos lepidópteros y b) trampas pegajosas amarillas para la captura del picudo del chile.

Los productores participantes en el proyecto fueron seleccionados con base en su perfil de innovación y liderazgo y por el interés en participar en dicho proyecto, así

mismo por la ubicación de sus parcelas, esto con el fin de que el resto de los productores pudieran ver sus parcelas y generar en ellos el interés de implementar un manejo más integral.

Se consideró el clima de la región, de acuerdo con las estaciones meteorológicas de la red nacional del INIFAP y fundación PRODUCE, de los cuales se tomaron los datos para complementar el estudio y tomar decisiones con respecto a las aplicaciones de los productos específicamente la temperatura y humedad relativa. Así mismo se llevo una bitácora en la cual se registraron los productos recomendados a los productores para el manejo del cultivo, a fin de realizar su posterior análisis para fines de planeación futura en el manejo fitosanitario y del cultivo.

2.2.3 Procesamiento de datos

Los datos obtenidos, se concentraron en el programa Excel, primeramente por productor y posteriormente se realizó conglomerados municipio y cultivo. Los conglomerados se concentraron en cuadros para graficarlos y ver el comportamiento de las plagas a través del tiempo y su relación con la fenología del cultivo. Los datos de temperatura y humedad se realizaron promedios por semana y se graficaron aparte para una mejor observación de los datos de las dinámicas poblacionales.

2.3 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

2.3.1 Dinámica poblacional de plagas en Vista Hermosa

Las principales plagas que se presentaron en ambos cultivos fueron la paratrioza o pulgón saltador, mosquita blanca, pulgón, trips, minador y en algunos casos gusanos (*S. exigua* y *H. zea*). También se llegó a tener población del picudo del chile; sin embargo no se tuvieron datos muy concretos de la población presente en el cultivo, ya que solo se consideró el muestreo por el método de charola pegajosa. Sin embargo, también se realizaron muestreos revisando las yemas florales, así como las trampas amarillas (datos no presentados en este trabajo) con fines de reducción poblacional.

Ciclo de producción 2007. Las temperaturas media semanal oscilaron entre 15.1 y 21.8°C respectivamente y una humedad media semanal varió entre 50.1 y 79.6% HR. La temperatura y humedad relativa más bajas se presentaron a partir de la cuarta semana de noviembre.

Se observó que la temperatura media semanal más bajas se presentaron en el año 2007 comparado con el ciclo de 2008, así mismo la menor humedad relativa que se presentó fue durante el ciclo 2007 (70 % HR) comparado con el ciclo de 2008 (73.4% HR).

En el cultivo de chile se observó principalmente la plaga de paratrioza, en donde se tuvo una población en el último muestreo de 24 insectos por charola (menos de 3 insectos/planta). Las poblaciones empezaron a aumentar a partir de la segunda semana de octubre, manteniéndose debajo de los 10 insectos por charola. A partir de la tercera semana de noviembre aumentó la población (Fig. 3). De igual manera se vio que al disminuir la humedad y la temperatura fue cuando se observó mayor población para la paratrioza y otros insectos, aunado a ello que el ciclo del cultivo ya se encontraba en cosecha. Cabe mencionar que aunque se presentaron bajas

poblaciones, esta plaga es transmisora de patógenos causante de enfermedades en los cultivos. El resto de las plagas no pasaron ni a los 5 insectos por charola probablemente por el buen manejo fitosanitario implementado en las parcelas.

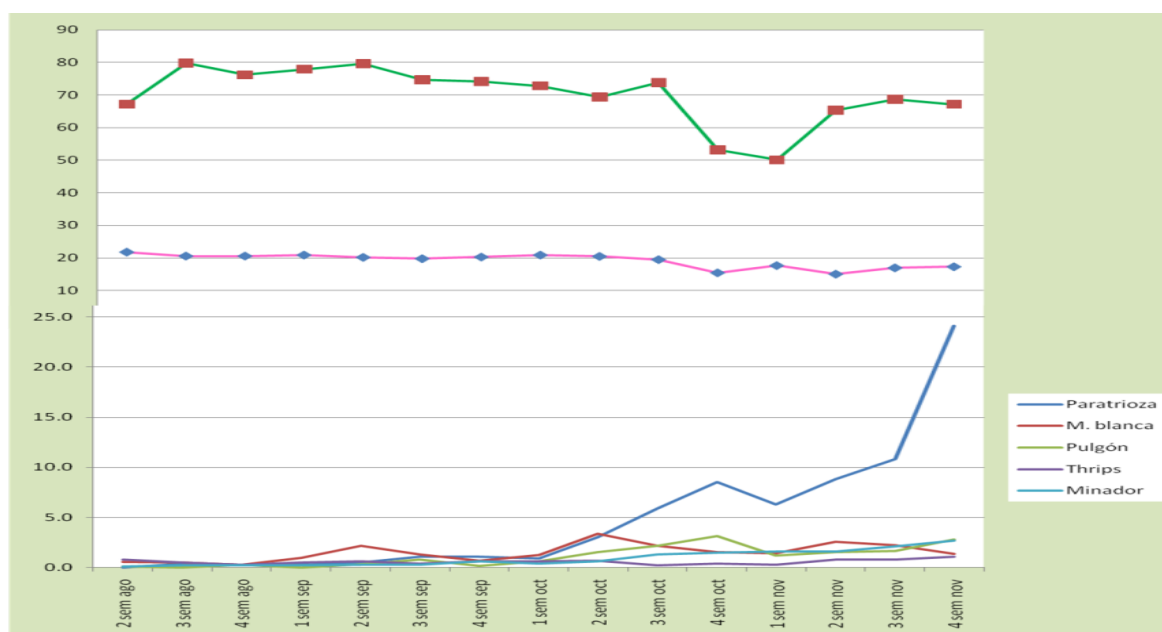


Figura 3. Dinámica poblacional de las plagas insectiles en el cultivo de chile. Vista Hermosa, Mich. Ciclo P-V 2007. Eje X: Número de insectos por charola. Eje Y: tiempo en semanas.

Para el caso del cultivo de tomate para este mismo municipio, se tuvo un manejo adecuado, ya que en ninguna plaga sobrepasó a los 5 insectos por charola. Solo la paratrioza registró una población de 5 insectos por charola en la tercera semana de noviembre, y las primeras poblaciones en la primera semana de octubre (una semana de diferencia con el cultivo de chile). La mayor población que se registró de mosquita blanca fue en la primera semana de octubre con 3.5 insectos por charola (Fig. 4). Cabe mencionar que también las poblaciones de dichas plagas, pudieron variar de una parcela a otra, por las parcelas vecinas que donde dejaron residuos de cosecha anterior, generando un fuente de inóculo para las parcelas evaluadas.

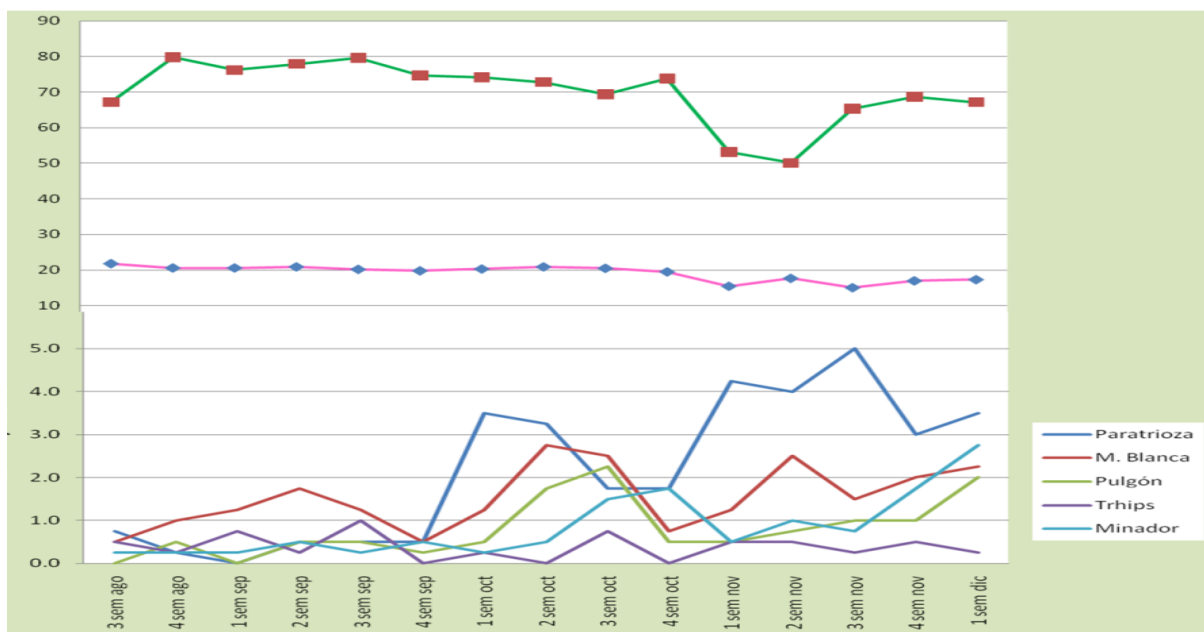


Figura 4. Dinámica poblacional de las plagas insectiles en el cultivo de tomate. Vista Hermosa, Mich. Ciclo P-V 2007. Eje X: Número de insectos por charola. Eje Y: tiempo en semanas.

En una descripción general la incidencia de plagas se presentaron entre la primera y tercera semana de octubre, con poblaciones bajas, observándose principalmente la presencia de la paratrioza, y en bajas poblaciones del resto de las plagas en el municipio de Yurecuaro. La etapa en la que se encontraban los cultivos era en fructificación y en algunos casos ya las primeras cosechas, tanto de tomate como de chile.

Ciclo 2008. Para este ciclo se observó que la temperaturas oscilaron entre 17.1 a 21.3 °C, y la humedad osciló entre 60.4 y 84.8% HR en todo el periodo del cultivo, tendiendo a bajar a partir de la cuarta semana de septiembre con un promedio de 64.7 % HR y una temperatura de 18.9 °C en promedio. Estos datos coincidieron con la incidencia de plagas que se presentaron a partir de la tercera semana de septiembre, observándose principalmente mosca blanca y paratrioza con densidades altas en ambos cultivos y municipios. El resto de las plagas no se observaron densidades más de 6 insectos por charola.

Para este ciclo, se observó un aumento de las poblaciones de plagas, principalmente de mosca blanca y paratíoxa en ambos municipios y cultivos. Para el mismo municipio de Vista Hermosa en el cultivo de chile, se comenzó a ver las primeras poblaciones de mosquita blanca a partir de la primera semana de septiembre con muy bajas poblaciones (menos de 5 insectos/charola), observándose en la última evaluación (primera semana de noviembre) una población de 28 insectos por charola (2.8/ planta en promedio). Las poblaciones de paratíoxa fue mayor que mosquita blanca, las primeras poblaciones se comenzaron a registrar en la tercera semana de septiembre, manteniéndose con bajas poblaciones hasta la primera semana de octubre, en donde posteriormente fue aumentando hasta llegar a una población máxima de 32 insectos por charola (3 insectos/planta) en la última semana de octubre (fig. 5). El minador se presentó en una población de 6 insectos por charola, dentro de las cuales no llegaron a presentar problemas al cultivo.

En el cultivo de tomate, se registraron las primeras poblaciones de mosca blanca en la tercera semana de septiembre, tres semanas después que en cultivo de chile. Las poblaciones fueron aumentando, en la segunda semana de octubre con una población promedio de 15 insectos por charola, y en el último muestreo se registraron 25 insectos por charola en la tercera semana de noviembre (Fig. 6). La paratíoxa se presentó dos semanas después en comparación con el cultivo de chile, a partir de la primera semana de octubre, y en el último muestreo se capturaron 28 insectos adultos por charola (2.8/planta), con una población menor que en el cultivo de chile. Con respecto al minador de la hoja se capturaron 4 insectos por charola (0.4/planta) en la tercera semana de noviembre, llegándose a presentar dos semanas después que en el cultivo del chile.

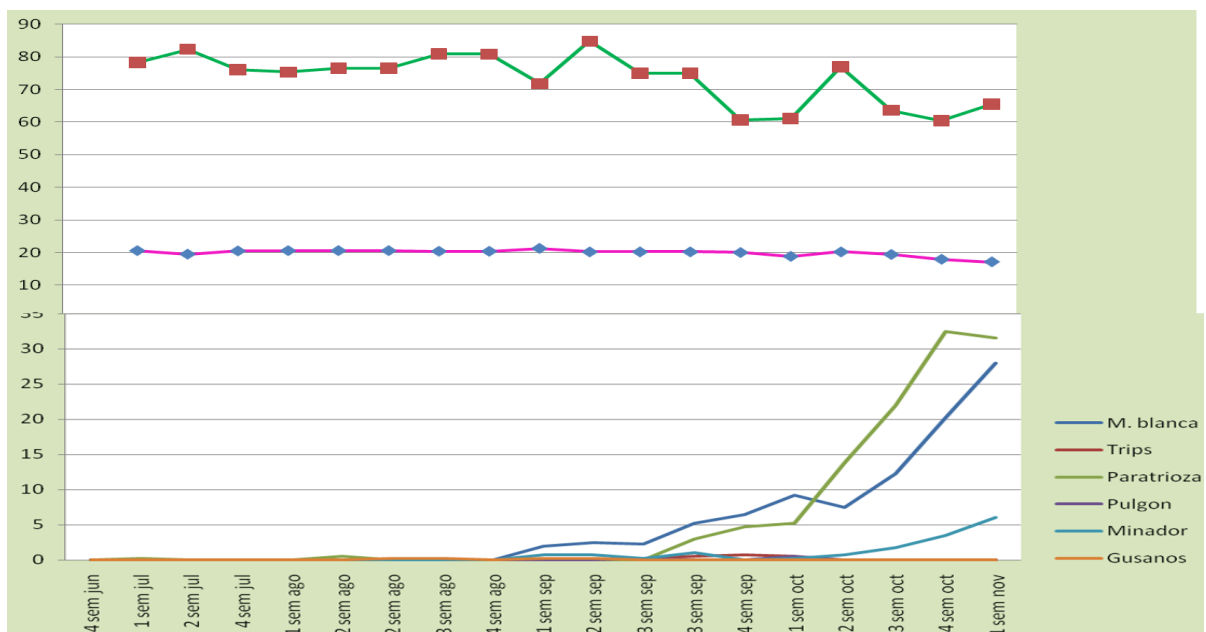


Figura 5. Dinámica poblacional de las plagas insectiles en el cultivo de chile. Vista Hermosa, Mich. Ciclo P-V 2008. Eje X: Número de insectos por charola. Eje Y: tiempo en semanas.

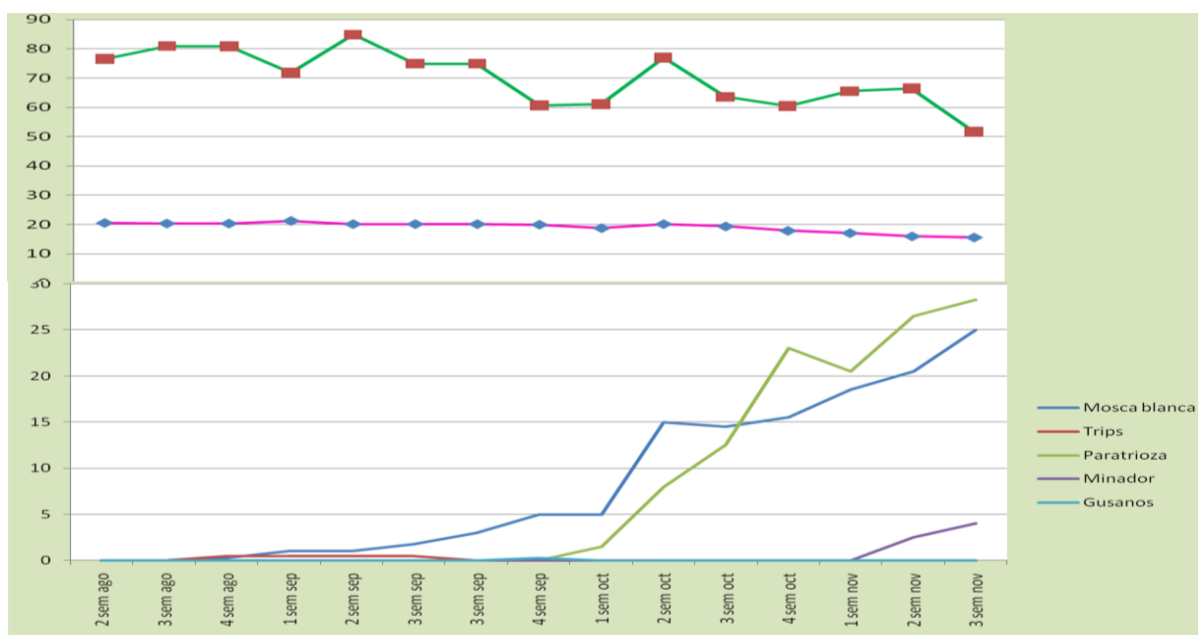


Figura 6. Dinámica poblacional de las plagas insectiles en el cultivo de tomate. Vista Hermosa, Mich. Ciclo P-V 2008. Eje X: Número de insectos por charola. Eje Y: tiempo en semanas.

Cabe resaltar que en las graficas obtenidas se observó que las plagas, principalmente paratrioza y mosquita blanca, se presentaron primero en el cultivo de chile que en tomate, con una diferencia de 1 a 3 semanas.

Perez *et al.*, (2005) argumenta que la paratrioza y mosca blanca tiene mayor preferencia en el cultivo de chile, observándose menores poblaciones comparado con el cultivo de tomate. Estos datos confirman lo que se obtuvo en las graficas de esta investigación donde se observó mayores poblaciones en el cultivo de chile y presentándose antes que en el cultivo de tomate.

2.3.2 Dinámica poblacional de plagas en Yurecuaro

Ciclo de producción 2007. La mayor población que se tuvo fue también de paratrioza especialmente en la última semana de noviembre en el caso del cultivo del chile, similar a las poblaciones del municipio de Vista Hermosa. La población registrada fue de 40 insectos por charola (4 insectos/planta). También se empezó a observar las poblaciones en la segunda semana de octubre, no sobrepasando los 20 insectos por charola para esa semana (Fig. 7). Se registró el aumento de la población de los gusanos (*S. exigua* y *H. zea*) en la segunda semana de noviembre con una población de 9 insectos por charola; sin embargo, controló satisfactoriamente las poblaciones disminuyeron significativamente en los siguientes muestreos.

Para el caso del tomate, además de paratrioza también se presentó mosquita blanca. Las primeras poblaciones de paratrioza se detectaron en la tercera semana de octubre, una semana después que en chile (en el mismo municipio), y dos semanas después que en Vista Hermosa en el mismo cultivo. La mayor población se observó en la última semana de octubre con solo 10 insectos por charola (1 insecto/planta), y tendiendo a disminuir en las siguientes semanas (Fig. 8).

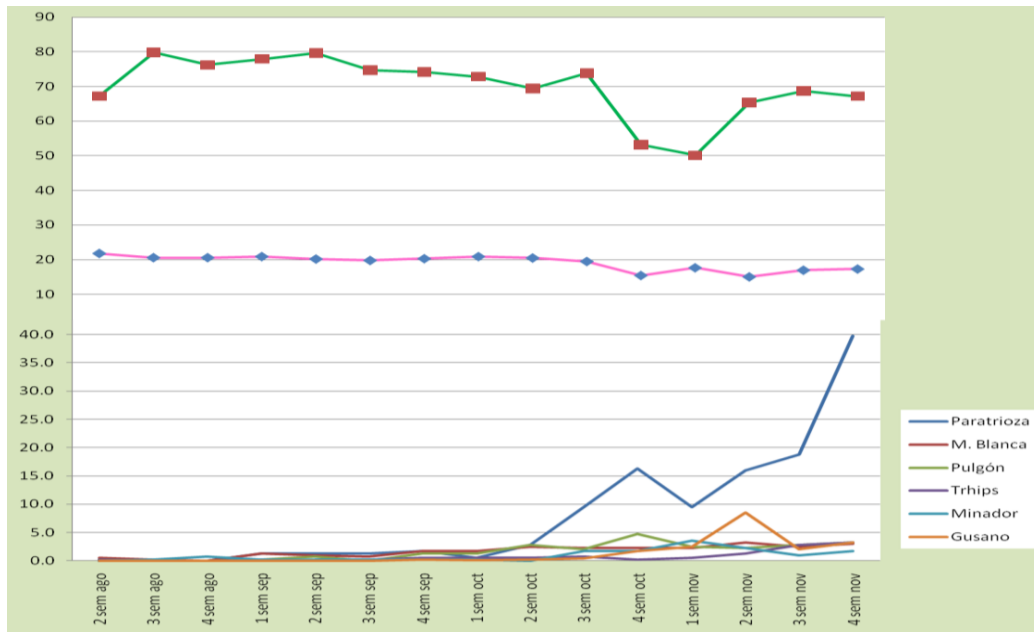


Figura 7. Dinámica poblacional de las plagas insectiles en el cultivo de chile. Yurecuaro, Mich. Ciclo P-V 2007. Eje X: Número de insectos por charola. Eje Y: tiempo en semanas.

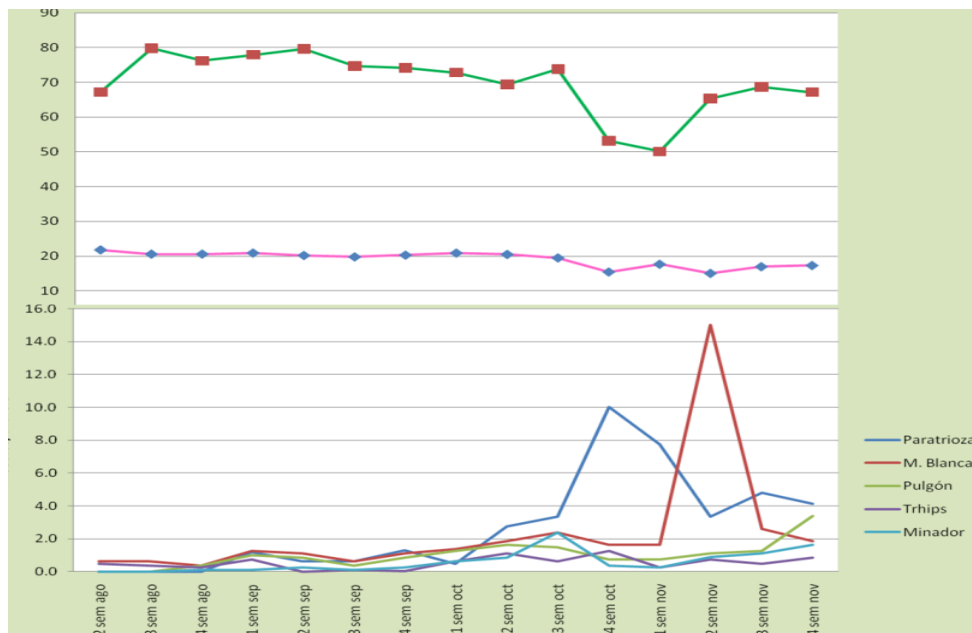


Figura 8. Dinámica poblacional de las plagas insectiles en el cultivo de tomate. Yurecuaro, Mich. Ciclo P-V 2007. Eje X: Número de insectos por charola. Eje Y: tiempo en semanas.

En el caso de la mosquita blanca se observó mayor población en la segunda semana de noviembre con una población de 15 insectos por charola y posteriormente fueron disminuyendo.

Ciclo de producción 2008. En el municipio de Yurecuaro la mosca blanca y paratrioza son las plagas, con mayores poblaciones. Para el cultivo de chile, las primeras poblaciones de mosquita blanca se observaron a partir de la última semana de agosto con apenas 2 insectos por charola, las poblaciones se incrementaron gradualmente en el tiempo. En el último muestreo se registró una población de 24 insectos por charola (2.4 insectos/planta), siendo en la primera semana de noviembre. En Vista Hermosa se registraron para ese mismo mes poblaciones superiores a 25 insectos por charola. La paratrioza se presentó a partir de la tercera semana de septiembre, con un incremento gradual a lo largo del ciclo del cultivo; en el último muestreo se obtuvo un promedio de 33 insectos por charola, y en donde la población se veía que tendía a aumentar (Fig. 9).

Para el municipio de Yurecuaro, el minador presentó población de 8 insectos por charola, en la última semana de octubre, fecha donde presentó la mayor población, con una tendencia a disminuir tendía a disminuir. El resto de las plagas no se presentaron en altas poblaciones.

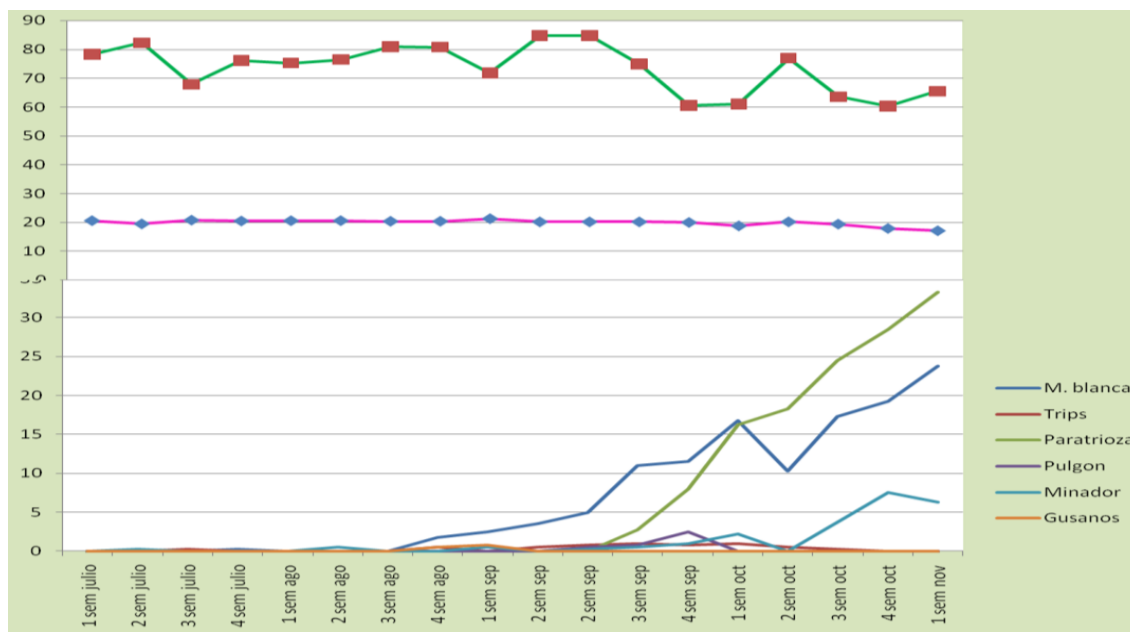


Figura 9. Dinámica poblacional de las plagas insectiles en el cultivo de chile. Yurecuaro, Mich. Ciclo P-V 2008. Eje X: Número de insectos por charola. Eje Y: tiempo en semanas.

Mena (2005b), realizó un trabajo en el campo experimental de Zacatecas donde se tenía varios cultivos, entre ellos el cultivo de tomate y chile, con el objetivo de ver la presencia los gusanos en ese lugar. Para este caso se realizó mediante trampas con feromonas específicamente para *H. zea* durante los años 1996 al 1998. Los resultados indicaron que las mayores poblaciones de *H. zea* fue en todo el mes de junio y en la segunda y cuarta semana de septiembre respectivamente, aunque no es un trabajo similar a la que se realizó, se pudo ver que para el municipio de Yurecuaro en el cultivo de chile en el ciclo 2008, se observó algunas larvas de lepidópteros en la cuarta semana de agosto y primera semana de septiembre, datos que coinciden con la época de mayor incidencia con respecto a los registrados por Mena (2005b), aunque en este caso solo se registraron las larvas y no adultos, sin embargo las larvas que se observaron fueron de los primeros instares de desarrollo.

Similar al chile, en el cultivo de tomate se observaron las mismas plagas (paratrioza y mosquita blanca); sin embargo en este último cultivo se llegaron a controlar ya en la última semana de noviembre. Para el caso de la mosquita blanca las poblaciones se

presentaron tres semanas después que en el cultivo de chile (tercera semana de septiembre). En el ciclo anterior se presentó semanas más tarde y en menores poblaciones. Las mayores poblaciones se observaron con 21 insectos por charola en la última semana de octubre, disminuyendo a una población de 4 insectos por charola en la última semana de noviembre.

Las primeras poblaciones de paratrioza aparecieron en la última semana de septiembre, ya para la primera semana de noviembre se capturaron 20 insectos por charola manteniéndose aproximadamente en esa población durante dos semanas, posteriormente las poblaciones disminuyeron a partir de la última semana de noviembre (Fig. 10). Caso contrario, en el otro municipio, las poblaciones tendieron a subir.

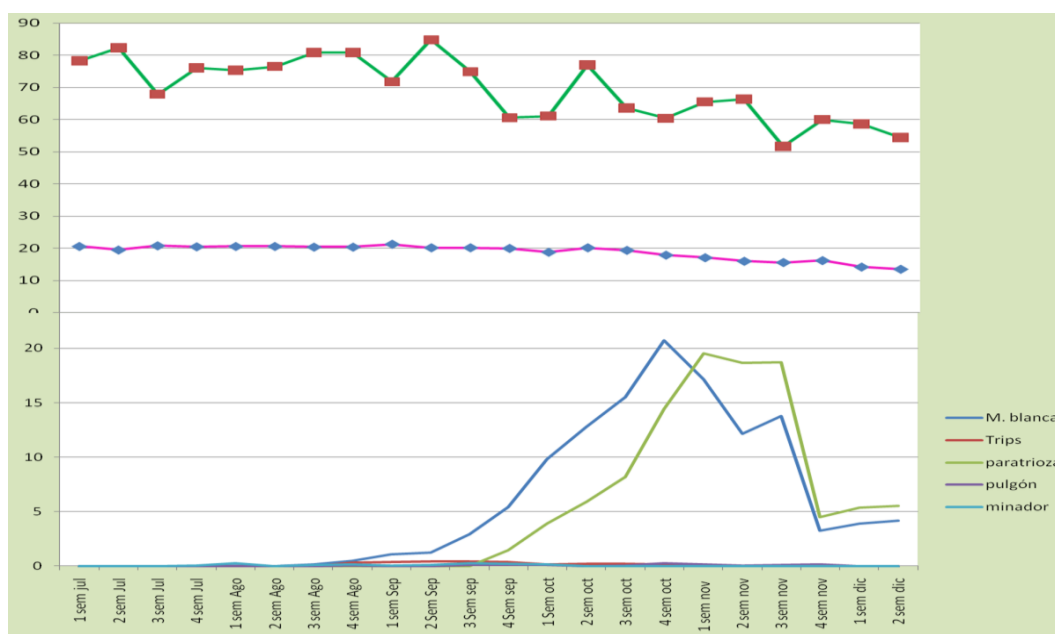


Figura 10. Dinámica poblacional de las plagas insectiles en el cultivo de tomate. Yurecuaro, Mich. Ciclo P-V 2008. Eje X: Número de insectos por charola. Eje Y: tiempo en semanas.

De acuerdo a un estudio realizado por Pérez *et al.*, (2005) en muestreos por el mismo método pero en el municipio de Ecuandureo, las plagas que se presentaron con mayor frecuencia fueron mosca blanca y paratrioza principalmente, viéndose

una mayor población en la etapa de producción del tomate. En el caso de mosca blanca se observó una población cerca de 80 individuos y en paratrioza de 30 individuos por charola (promedios de 6 muestreos). Caso similar con este trabajo, donde se observaron principalmente mosca blanca y la paratrioza pero en poblaciones más altas en el ciclo 2008. Así mismo la etapa donde se presentaron mayores poblaciones fue en fructificación y cosecha de ambos cultivos. Este comportamiento podría deberse a que en las últimas cosechas, el productor ya no invierte suficientes recursos en el control de plagas, aunado a ello, muchos de los productores dejan los residuos de su cosecha, generando que las plagas migren hacia las parcelas que aun están en producción.

Durante el ciclo Otoño-Invierno de 2004, las mayores poblaciones de mosquita blanca se encontraron en Ecuandureo en el cultivo de tomate de cáscara, con una población de 1190 adultos; sin embargo, en el cultivo de tomate rojo se encontraron poblaciones bajas de solo 27 insectos. Las mayores poblaciones de paratrioza se encontraron en Vista Hermosa y Yurecuaro con una fluctuación de 100 y 800 insectos, encontrándose la mayor población en chile y tomate de cáscara (Perez *et al.*, 2005).

Este mismo autor menciona que el chile es el más preferido por la paratrioza, aunque este cultivo soporta altas poblaciones en comparación con el tomate. Los datos obtenidos en esta investigación son similares a los reportados por Pérez (2005), ya que el cultivo de chile en general presentó poblaciones más altas que el tomate.

En un estudio realizado por Mena (2005a) con el objetivo de evaluar su bioecología de las plagas de mosquita blanca, paratrioza, y pulgones en el cultivo de chile y tomate, observó que las poblaciones de mosquita blanca se incrementaban durante los meses de mayo a julio, alcanzando un pico de 543 adultos por semana en trampas pegajosas amarillas, en septiembre presentó un decremento y ya en diciembre la población fue de 638 adultos por semana. Así mismo argumenta que el cultivo es importante en la dinámica poblacional de los insectos. En el caso de las

mosquitas blancas la población tendió a incrementarse a medida que avanzaba el ciclo del cultivo, caso contrario con la paratrioza que tendió a bajar su densidad con el paso del tiempo. Finalmente reporta que observó mayores poblaciones de paratrioza en chile que en tomate y en el caso de mosquita blanca encontró mayores poblaciones en tomate que en chile.

En un experimento que realizaron Domínguez *et al.*, (2002) con el cultivo de tomate en el Mpio. F. Altamirano, Veracruz el cual se estableció entre los meses de diciembre a abril para ver la dinámica poblacional respecto al uso de cubiertas flotantes, con una temperatura media anual de 27.2 °C y un clima más seco de los cálidos subhúmedos de ese lugar encontraron que las poblaciones de mosquita blanca se incrementaron cuando la temperatura aumentó (meses de marzo y abril) condiciones que favorecen la reproducción del insecto. Las poblaciones más bajas coincidieron con las bajas temperaturas (enero y febrero). Además indicaron que la incidencia de mosquita blanca aumento al final del ciclo del cultivo, datos similares a los registrados en esta investigación.

Medina *et al.*, (2002) estudiaron la influencia de las malezas sobre el complejo de mosca blanca-visoris-parasitoides en la región costera central de Veracruz, donde obtuvieron que la presencia de malezas en el cultivo disminuye la población de mosca blanca, así mismo aumentó la población cuando la temperatura subió y coincidiendo con la etapa de fructificación del tomate.

2.3.3 Dinámica poblacional del picudo del chile

Para esta plaga se grafica de manera independiente al resto de las plagas, ya que solo se presenta en el cultivo del chile, y por la importancia que está adquiriendo en esta región productora de chile. Cabe mencionar que no se realizó el muestreo adecuado para esta plaga, haciendo el mismo muestreo que el resto de las plagas

(charola); sin embargo, se obtuvieron datos para poder graficar la incidencia del picudo del chile.

Ciclo de producción 2007. En el municipio de Vista Hermosa, las primeras poblaciones que se observan fueron a partir de la cuarta semana de septiembre donde el cultivo se encontraba en etapa de floración y fruto pequeño (etapa de mayor susceptibilidad). La mayor población que se presentó fue en la cuarta semana de noviembre (cosecha) con una población de 3 insectos por charola (Fig. 11) (0.1 insectos/planta), aunque las poblaciones se vieron bajas, se debe considerar el gran daño que ocasiona dicha plaga en lo frutos. Cartwright *et al.*, (1990) menciona que se debe realizar un control cuando se presente un adulto por cada 100 brotes.

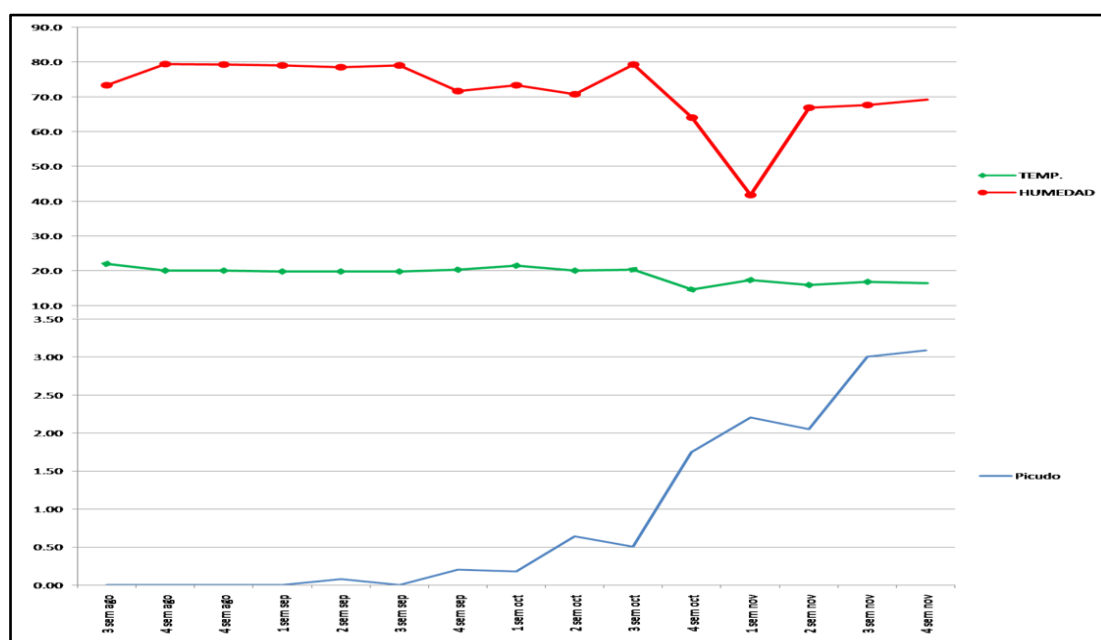


Figura 11. Dinámica poblacional del picudo del chile en el municipio de Vista Hermosa, Mich. Ciclo P-V: 2007. Eje X: Número de insectos por charola. Eje Y: tiempo en semanas.

Los factores de temperatura alta influye en la reducción del ciclo de vida y aumenta el número de generaciones, aunque puede causar mortalidad de larvas en frutos

caídos por el sobrecalentamiento, la lluvia también puede influir negativamente sobre las poblaciones (Riley y Sparks 1992).

Ciclo producción 2008. Para este ciclo en el municipio de V. Hermosa, se observó que las mayores poblaciones se presentaron durante todo el mes de octubre, observándose la mayor población en la segunda semana de octubre con 2.5 insectos por charola, y posteriormente tendió a bajar las poblaciones hasta llegar a cero insectos a partir de la primera semana de noviembre (Fig. 12). Las altas poblaciones que se registraron durante esas semanas, coincidieron con la etapa de floración y fructificación del cultivo del chile. La reducción de la población probablemente fue una consecuencia del manejo fitosanitario de la parcela muestreada.

De acuerdo a los muestreos registrados en el municipio de Yurecuaro, se capturaron los primeros insectos en las últimas semanas de agosto, sin llegar a un insecto por charola, y las poblaciones disminuyeron de manera drástica, y nuevamente se observa las primeras poblaciones en la tercera semana de octubre, teniendo un pido en la cuarta semana de octubre (1.2 insectos por charola), que posteriormente fue disminuyendo (Fig. 13). Esto se pudo deberse a que se realizó un control de la plaga, y también porque la etapa en la que se encontraba el cultivo en los últimos muestreos, era la etapa terminal.



Figura 12. Dinámica poblacional del picudo del chile en Vista Hermosa, Mich. Ciclo P-V: 2008. Eje X: Número de insectos por charola. Eje Y: tiempo en semanas.

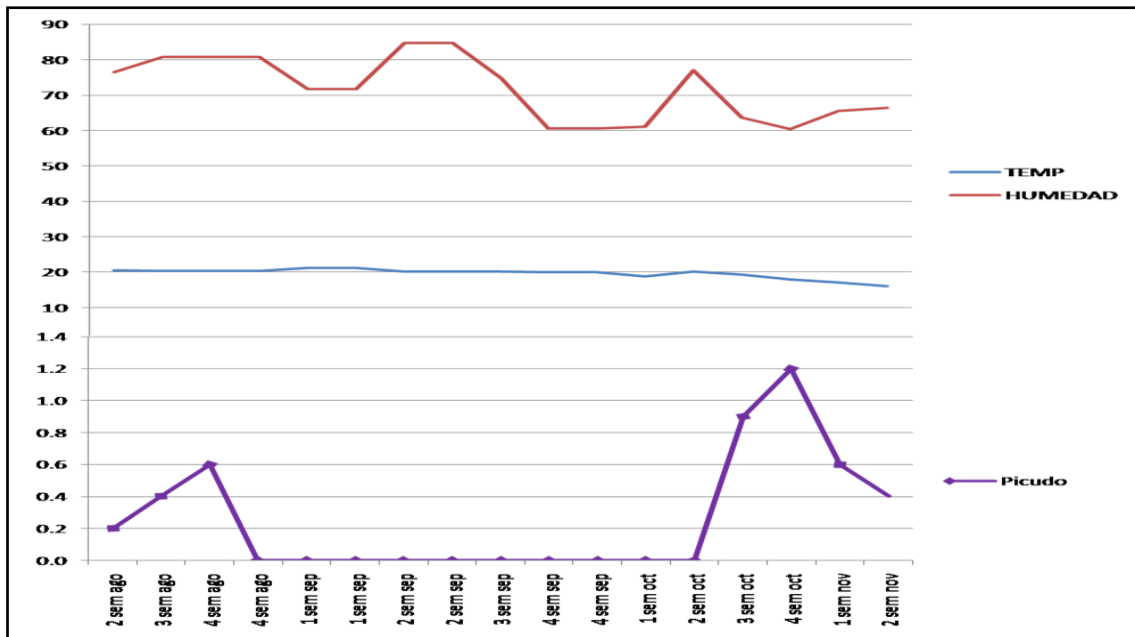


Figura 13. Dinámica poblacional del picudo del chile en Yurecuaro, Mich. Ciclo P-V: 2008. Eje X: Número de insectos por charola. Eje Y: tiempo en semanas.

Durante los dos ciclos no se observó que la temperatura y humedad relativa afectará la dinámica poblacional del insecto, ya que hubo variabilidad en ambos ciclos. Sin embargo, son elementos fundamentales para que la plaga se presente en mayores o menores densidades.

Se tiene poco conocimiento en la región de la dinámica poblacional del insecto con respecto a su ciclo biológico. Se han realizado diferentes investigaciones en otras partes del mundo, respecto a su ciclo biológico, pero bajo condiciones de laboratorio, pero muy poco no de campo. Sin embargo, es de suma importancia hacer más investigación de la biología del picudo del chile en la región de Michoacán, con respecto al medio ambiente que se tiene ese lugar, así mismo de la fauna benéfica que se encuentre en la región, y del manejo fitosanitario que se esté haciendo actualmente para el control de dicha plaga.

Cabe resaltar que las plagas de mayor importancia (mosca blanca, paratrioza y picudo del chile) se presentaron en mayores poblaciones cuando los cultivos estaban finalizando su ciclo, principalmente durante la etapa de fructificación y cosecha (Fig. 14 y 15). Por lo que la etapa en la que se encuentra la planta podría ser determinante para la presencia o ausencia de plagas.

En el anexo (cuadro 1-3) se muestra algunos cuadros representativos del manejo fitosanitario que se llevó a cabo con respecto a las plagas y enfermedades que se presentaron, tomando en cuenta la dinámica poblacional de las plagas que se registraron. Se toma énfasis que el manejo que se le dio fue con un enfoque más fitosanitario, usando el método de control químico cuando las poblaciones de insectos fueron más altas.

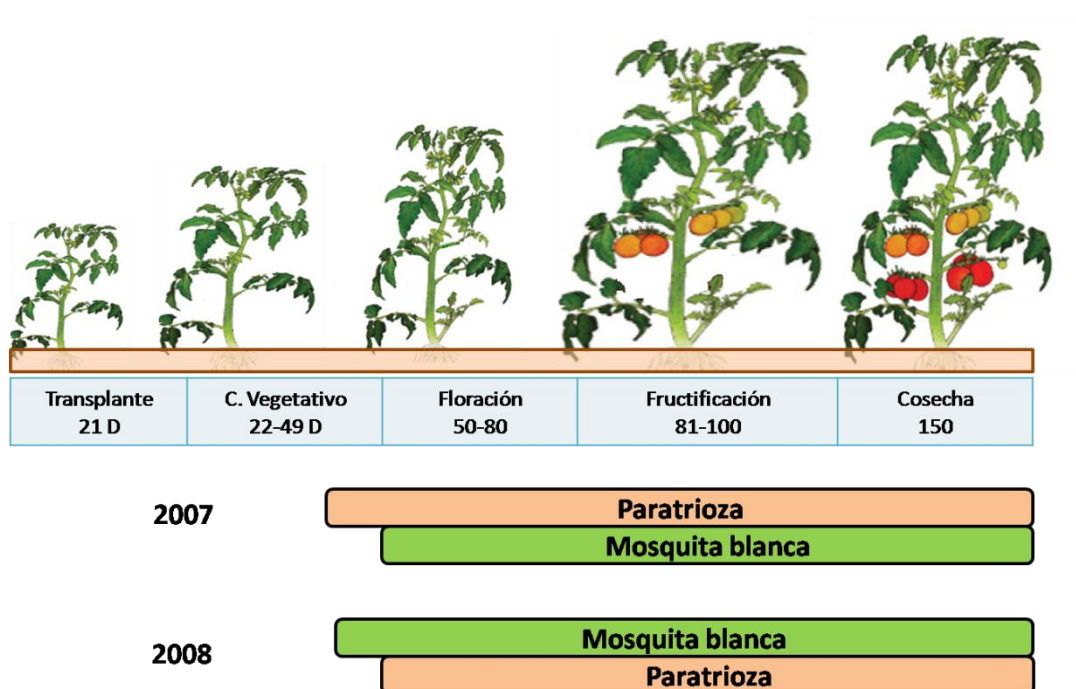


Figura 14. Incidencia de las principales plagas que se presentaron en el cultivo de tomate de acuerdo a la fenología. Ciclo P-V: 2007 y 2008.

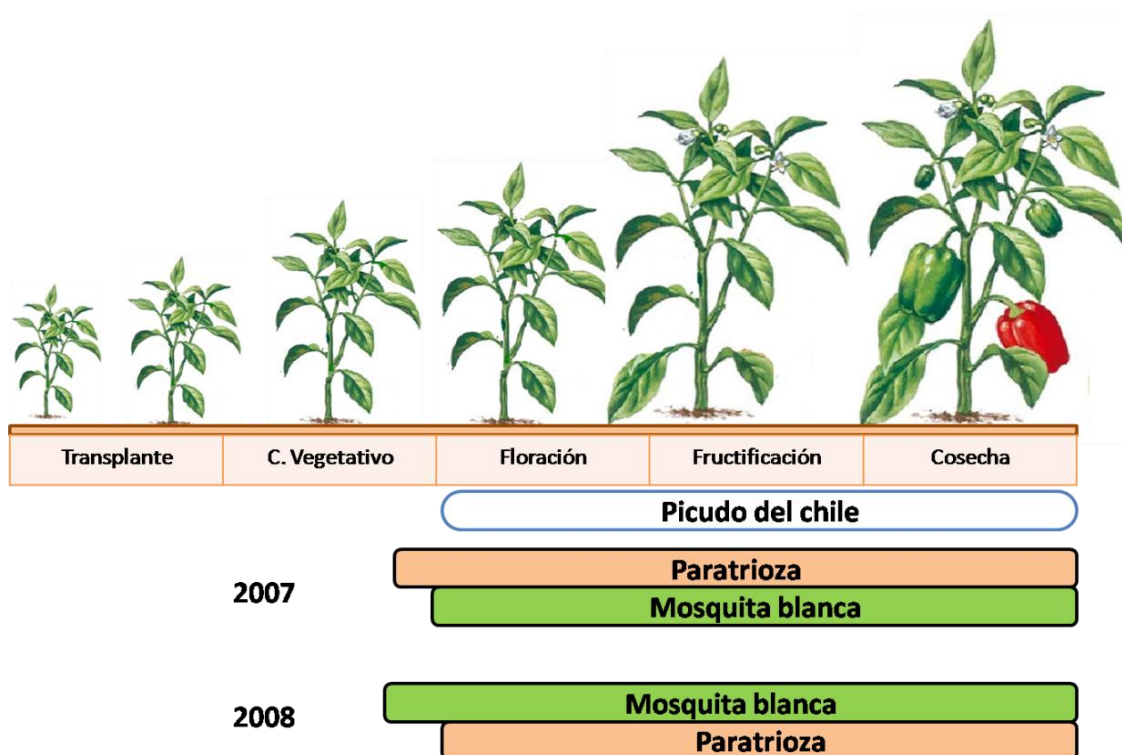


Figura 15. Incidencia de las principales plagas que se presentaron en el cultivo de chile de acuerdo a la fenología. Ciclo P-V: 2007 y 2008.

CATIE (1993) menciona que el manejo de las plagas varía durante el desarrollo del cultivo. Esto refleja las necesidades cambiantes, a medida que la planta invierte mayor cantidad de recursos de energía y nutrimentos, bien sea en el crecimiento de las raíces o de los tejidos vegetativos aéreos, o bien en la producción de las flores y el desarrollo de los frutos. Cada una de estas etapas fenológicas difiere en cuanto a su susceptibilidad a las plagas. Este mismo autor argumenta que la duración del ciclo del cultivo y de las etapas fenológicas varía a las condiciones ambientales.

Durante el desarrollo vegetativo, la mayor parte de la energía se dirige a la formación de follaje. El daño ocasionado por plagas defoliadoras en esta etapa no es tan crítico, ya que el cultivo tiene tolerancia a la pérdida de follaje y una gran capacidad de recuperación para regenerar el tejido fotosintético perdido; en esta etapa atacan principalmente minadores, gusanos, mosquita blanca, paratrioza y pulgones. Sin embargo los insectos transmisores de virus pueden causar daños considerables. La etapa de floración y fructificación trae consigo plagas como picudo del chile, gusano del fruto (CATIE 1993).

Por lo tanto las dinámicas poblacionales de las plagas fueron diferentes en los dos municipios y en los dos años evaluados, por lo que se recomienda estudiar más las plagas presentes, así como el medio ambiente (temperatura, humedad relativa, dirección del viento, precipitación, etc.) de la región, además del uso y manejo de los productos químicos que se utilizan (modo de acción, frecuencia de uso, resistencia, etc.), y la presencia de fauna benéfica. El uso de las dinámicas poblacionales de las plagas, ayuda a tener mayor conocimiento del momento en que se presentan las plagas en el cultivo, y así hacer un mejor manejo, pudiendo controlar las plagas mediante un control biológico o biorracional, antes de hacer uso del control químico, teniendo un mejor manejo integral, evitando así el uso excesivo de productos químicos.

Larral y Ripa (2008), definen que es importante hacer el monitoreo de las plagas para obtener el umbral de acción, y así determinar el momento de realizar medidas de

control, ya sea de aplicación de pesticidas, liberación de enemigos naturales u otras actividades. Ya que de acuerdo con Troyo *et al.*, (2006) que el tener escaso conocimiento de la distribución temporal y espacial de las plagas de los cultivos, así como de sus enemigos naturales, ocasiona el uso inadecuado del plaguicidas, lo cual ha causado daños al ambiente y a la salud humana.

Por tal motivo, en este estudio el realizar un muestreo de las plagas en los cultivos favoreció para hacer un mejor manejo del cultivo, haciendo primeramente uso de productos biorracionales como el extracto de neem, *B. bassiana*, extracto de ajo, extracto de cebolla, etc. disminuyendo considerablemente el uso de insecticidas químicos, y por ende mejor contaminación al medio ambiente, con resultados de rendimientos positivos.

2.4 CONCLUSIONES

Las principales plagas que se presentan en la región del Bajío Michoacano-Ciénega de Chapala fueron la mosca blanca (*Bemisia tabaci* Gennadius), paratrioza (*Bactericera cockerelli* Sulzer), minador de la hoja (*Liriomyza* sp.), trips (*Trips tabaci* Lindeman y *Frankliniella occidentalis* Pergande), lepidópteros (gusano soldado *Spodoptera exigua* (Hübner) en chile y gusano del fruto *Helicoverpa zea* (Boddie) en tomate) y pulgones (*Macrosiphum euphorbiae* Thomas y *Myzus persicae* Sulzer en tomate, *Aphis gossypii* Glover en chile). En el caso muy particular del cultivo de chile, la presencia de picudo de chile (*Anthonomus eugenii* Cano).

Las primeras poblaciones de mosca blanca y paratrioza que se presentaron tanto en el cultivo de chile y tomate en ambos municipios fueron durante la primera semana de septiembre hasta la tercera semana de octubre.

Las altas poblaciones se observaron cuando los cultivos se encontraban en la etapa de fructificación y cosecha.

2.5 CITAS BIBLIOGRAFICAS

Barbercheck M. E. 2010. Ecological understanding of insects in organic farming systems: factors that influence the size of insect populations. Penn State University. Obtenido de la red: <http://www.extension.org/article/18569>. (Consulta: septiembre de 2010).

Byrne D. N. and Bellows Jr. T. S. 1991. Whitefly biology. Annu. Rev. Entomol. 36: 431-457.

Cartwright B. Teague T. G., Chandler L. D., Edelson J. V. and Bentsen G. 1990. An action threshold for management of pepper weevil (Coleoptera: curculionidae) on bell peppers. Economic entomology. 83(5): 2003-2007.

CATIE, 1993. Guía de manejo integrado de plagas del cultivo del chile dulce. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. Serie técnica. Informe técnico No. 201. Turrialba, Costa Rica.

Dent D. 2000. Insect pest management. 2nd edition. CAB International. London, UK. pág. 20.

Domínguez T. A., García P. E., Pacheco V. J. E. Villanueva J. J. A. y Téliz O. D. 2002. Control de mosquita blanca y virosis en jitomate con cubierta flotante en Veracruz. Rev. Fitotec. Mex. 25 (3): 311-316.

Hueveldop J., Pardo T. J., Quirós C. S. y Espinosa P. L. 1986. Agroclimatología tropical. Editorial Universidad Estatal a Distancia. 277-289 pp.

Inafed, 2009. Enciclopedia de los municipios de México, Michoacán. Instituto Nacional para el Federalismo y el Desarrollo Municipal (INAFED). Obtenido de la red: <http://www.inafed.gob.mx/>. (Consulta: septiembre de 2010).

Larral P. y Ripa R. 2008. Monitoreo de plagas y registros. 51-60 p. In Ripa R. y Larral P. Menjo de plagas en paltos y cítricos. Instituto de investigaciones agropecuarias. Chile 397 p.

Mena C. J. 2005a. Bioecología de insectos chupadores en chile y tomate en Zacatecas. Segunda convención mundial del chile 2005.

Mena C. J. 2005b. Rastreo del gusano soldado del betabel, *Spodoptera exigua*, y del gusano del fruto, *Heliothis zea* (Lepidoptera: Noctuidae). Segunda Convención Mundial del Chile 2005. 101-106 p.

Pérez D. J. F., Bujanos M. R., Tapia V. M., Gallardo V. M. y Vidales F. A. 2005. Manejo de insectos vectores de enfermedades virales en jitomate y chile de la Ciénega y Bajío Michoacanos. Agenda técnica. INIFAP y Fundación PRODUCE Michoacán. Campo experimental Uruapan, Mich. 84 p.

Riley D. G., Schuster D. J. and Barfield C. S. 1992. Sampling and dispersion of pepper weevil (Coleoptera: Curculionidae) adults. Environmental Entomology. Vol. 21 (5): 1013-1021.

Saénz G. T. y Palmández. 2004. Manual de monitoreo de plagas, enemigos naturales y enfermedades del manzano, peral y cerezo. Una guía ilustrada para el estado de Washington. Center for Agricultural Partnerships. 55 p.

Troyo D. T., Servín V. R., Loya R. J. G., García H. J. L., Murillo A. B., Nieto G. A., Beltrán A., Fenech L. y Arnaud F. G. 2006. Planeación y organización del muestreo y manejo integrado de plagas en agroecosistemas con un enfoque de agricultura sostenible. Universidad y ciencia trópico húmedo. 22 (2): 191-203.

CAPITULO III. ESTADO FITOSANITARIO DE LA ZONA PRODUCTORA DE HORTALIZAS DEL BAJÍO MICHOACANO

3.1 INTRODUCCIÓN

A nivel mundial se ha generado una gran polémica sobre el cambio climático que afecta a todo el planeta, el cual está causando estragos en los recursos naturales y en la agricultura. El cambio climático afecta directamente a las funciones de los organismos individuales, modifica poblaciones, y afecta a la estructura y función del ecosistema, incluyendo la descomposición, ciclo de los nutrientes, flujos del agua, composición de las especies e interacciones de las especies y la distribución de los ecosistemas dentro de los paisajes (Gitayet *al.*, 2002).

La utilización de plaguicidas es una fuente importante que contribuye en el cambio climático, ya que lejos de resolver el problema de las plagas, ha provocado diversos daños biológicos y ecológicos. Entre sus impactos se encuentran el desarrollo de resistencia en los insectos, la eliminación de sus enemigos naturales, la contaminación del suelo, aire y agua, la intoxicación a los usuarios de las sustancias y la acumulación de residuos en los alimentos, entre otras consecuencias (CAATA, 2010).

En este contexto, las consecuencias ecológicas del uso de insecticidas causan gran preocupación. Su objetivo específico de los insecticidas es matar plagas y por consecuencia puede que tenga un impacto letal o subletal en organismos que no son su objetivo y reducir o contaminar productos alimenticios para los niveles tróficos superiores (Devine *et al.*, 2008). Solo por hacer alguna mención del daño que causan, en algunos estudios de los años ochenta y noventa se informó que anualmente se registran entre medio millón y millón y medio de casos de intoxicación aguda por plaguicidas (García, 1998).

Con el surgimiento de los insecticidas orgánicos sintéticos, marcado con la introducción del DicloroDifenilTricloroetano (DDT), hubo un aumento repentino y marcado índice de casos nuevos de poblaciones resistentes (Badii y Garza, 2007). En forma general la resistencia es definida como el desarrollo de la habilidad para tolerar dosis altas de tóxicos, los cuales resultarían letales a la mayoría de los individuos en una población normal de la misma especie (Gitayet *al.*, 2002). En México se hace mayor uso de los herbicidas, seguido de insecticidas y fungicidas (Albert, 2005). El estado de Michoacán se encuentra entre los principales estados que más utilizan los pesticidas, encontrándose resistencia en grupos derivados carbamatos, organofosforados y piretroides (Badii y Garza, 2007).

El Manejo Integral de Plagas (MIP) es un sistema que trata de mantener las plagas en un cultivo a niveles que no causen daño económico utilizando preferentemente los factores naturales adversos al desarrollo de las plagas, incluidos los factores de mortalidad natural; y solo en última instancia, recurre al uso de pesticidas como medida de emergencia. Para que el MIP pueda funcionar es necesario: a) establecer un sistema de evaluación periódica ("monitoreo") de los niveles de las plagas y sus enemigos naturales en el campo y b) tener una idea de los "límites de infestación" que pueden ser tolerados por el cultivo sin que se afecte su rendimiento (Cisneros, 1992). Otra opción es la agricultura orgánica que proscribe el empleo total de plaguicidas y se basa en la aplicación de abonos orgánicos y prácticas agrícolas que están diseñadas para restablecer y mantener un balance ecológico de la biodiversidad (insectos plagas e insectos benéficos) (Vázquez y Landeros 2009).

La época de plaguicidas organosintéticos ha llegado a su fin, ya que la resistencia a los plaguicidas es tan preocupante que la industria agroquímica, ha comenzado a apoyar a programas de control de resistencia a plaguicidas en varias partes del mundo (Bisset, 2002). Los agricultores tenderán a adoptar las prácticas del MIP debido a un compromiso personal con los métodos agrícolas que ocasionen menor daño al medio ambiente y la salud. Por todo lo que ya se hizo mención anteriormente, es de suma importancia comenzar a implementar un MIP en la

agricultura, concientizando a toda persona que esté relacionada con la producción de productos agrícolas. Sin embargo, con el fin de implementar esquemas de manejo integrado con un enfoque local y de impacto regional o nacional, es necesario primeramente el conocer el estado actual del manejo fitosanitario a fin de definir la línea base para la definición de una estrategia de implementación entre los productores. El objetivo del presente estudio fue conocer el estado fitosanitario de la zona productora de tomate y chile de la región bajío michoacano a fin de diseñar una estrategia regional para la implementación del MIP y comparar la información con la aplicación de un programa de manejo en parcelas manejadas bajo el enfoque MIP.

3.2 MATERIALES Y MÉTODOS

En el año 2009 se realizó una encuesta (Anexo 1) a 30 productores de chile y tomate en los municipios de Yurecuaro, Tanhuato y Vista Hermosa, con el fin de tener mayor conocimiento del manejo fitosanitario que implementan los productores en esta zona, y así tener mejores herramientas para hacer un mejor manejo en futuros ciclos agrícolas. El número de productores seleccionados se realizó con base en un muestreo aleatorio, de una lista proporcionada por el Distrito de Desarrollo Rural de la Piedad, Michoacán.

Las encuestas se realizaron con el apoyo de técnicos involucrados en el proyecto: “Estrategia para la implementación de un programa de Manejo Integrado para la Región Bajío Michoacano-Ciénega de Chapala”, dirigido por el Dr. Angel Rebollar Alviter. Aunque la encuesta constó de más 40 preguntas (Anexo 1), en este capítulo solo se abordan aquellas con mayor énfasis en el manejo fitosanitario de los cultivos. La información se analizó usando estadísticas descriptivas, específicamente porcentajes y frecuencias.

3.3 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

De los 30 productores encuestados, el 60% ha escuchado de lo que es un Manejo Integrado de Plagas (MIP), a pesar de ello, no implementan al menos algunos componentes del mismo. En el capítulo anterior se menciona la importancia de realizar monitoreos para toma de decisiones en el manejo fitosanitario. Al respecto, solo el 10% de los productores encuestados realizan un muestreo de plagas antes de hacer aplicaciones, sin embargo, no usan esta información para decidir, ya que terminan aplicando las recomendaciones de la casa de agroquímicos. Así mismo de los 30 productores solo el 13.3% tienen conocimiento del ciclo biológico de las plagas que se presentan en el cultivo, mismos que realizan un muestreo para saber la dinámica poblacional de las plagas. Estos son productores que de alguna manera han estado expuestos a la difusión realizada por el grupo MIP en la región, que probablemente colaboran con el mismo o han estado expuestos a mayor capacitación.

Motta *et al.*, (2005) evaluaron el impacto del Manejo Integrado de Plagas (MIP) en la productividad del tomate y en las poblaciones del minador de la hoja en el cultivo de tomate y los enemigos naturales. Evaluaron tres tratamientos; el primero consistió en hacer aplicaciones semanales de insecticidas y fungicidas (calendarizado), el segundo en hacer aplicaciones de acuerdo al umbral de acción (MIP) y el último donde no se hicieron aplicaciones de ningún químico (control). Se mostró que el MIP fue el sistema más eficiente para el control de plagas presentando una productividad similar al tradicional y un 65.6 % de menos aplicaciones de productos químicos que el tratamiento calendarizado. Así mismo se observó que los ataques de *Liriomyza* spp, solo se registró al final de la fase del cultivo. Además las poblaciones de enemigos naturales se vieron severamente reducidos por el uso excesivo de aplicaciones de Insecticidas, observándose mayor población de depredadores que de parasitoides.

Se tiene conocimiento de que los factores ambientales influyen en la presencia o ausencia de plagas, pero solo el 20% de los productores encuestados tiene conocimiento de ello; sin que lo tomen en cuenta para decidir las aplicaciones para el manejo fitosanitario del cultivo.

Es importante integrar diferentes métodos de control, un ejemplo de ello es el método de control cultural, mediante la eliminación de malezas, principalmente aquellas que puedan servir de hospedante para las plagas. El 96 % de los productores, casi la mayoría eliminan las malezas que se encuentran alrededor del cultivo, sin embargo tienen poco conocimiento de los efectos nocivos o benéficos al cultivo. Algunos autores mencionan que no se debe de eliminar completamente las malezas que se encuentran alrededor, ya que puede encontrarse mayor población de insectos benéficos, y servir de hospederos. Medina *et al.*, (2002) estudió la influencia de la presencia planificada de malezas sobre el complejo de *B. tabaci*-virosis-parasitoides en la región costera de Veracruz. Evaluó a) tomate con arvenses alrededor, b) tomate con libre crecimiento de arvenses; y c) tomate sin arvenses. Los autores concluyeron que la presencia de malezas favoreció mayor abundancia de parasitoides, redujo la densidad poblacional de *B. tabaci* y la incidencia de enfermedades causadas por virus.

Otro método de control que ha sido eficiente es el uso de barreras físicas, que consiste en colocar plantas de otro cultivo alrededor del cultivo de interés. Se sabe que el hacer esta práctica ayuda a disminuir los daños en el cultivo por la plaga, ya que funciona como barrera porque se albergan ahí las plagas. En la encuesta realizada se encontró que solo el 17% de los productores utilizan esta práctica, sin embargo, esta práctica no se considera como un elemento que contribuya a la reducción de plaguicidas.

El hacer aplicaciones frecuentes de insecticidas con el mismo modo de acción provoca que los insectos adquieran resistencia a los insecticidas, generando la

utilización de productos más tóxicos, no solo para la plaga, si no para el medio ambiente, la fauna y el ser humano.

IRAC (2008), asegura que el uso de insecticidas neonicotinoides han mostrado poseer un alto potencial de desarrollar resistencia, como lo muestra *Myzus persicae*, *Aphis gossypii*, *Bemisia tabaci* y *Trialeurodes vaporariorum*. Entre los insecticidas que se encuentran en este grupo, resalta el imidacloprid.

El 93 % de los productores encuestados mostraron tener conocimiento del daño que se están causando los plaguicidas, pero eso no ha sido un factor determinante para que ellos tomen decisiones hacia la disminución del número de aplicaciones y disminuir el impacto ambiental, razón por la cual se ha implementado este programa en la región de estudio.

En los últimos años se han generado varias plagas que anteriormente no lo eran, un ejemplo de ello es la paratrioza que en años recientes se ha presentado en esta zona, ya que con anterioridad no generaba daños al productor, además de otras plagas vectoras de enfermedades. El surgimiento de nuevas plagas ha obligado al productor a realizar aplicaciones en forma desmedida, incluso cada tercer día a fin de mantener las poblaciones migrantes en niveles aceptables que permitan producir. Los resultados de la encuesta indicaron que el 92% basa sus aplicaciones exclusivamente en el control químico y solo un 4 % utilizan algunos elementos del control biológico (Fig. 1). Aunado a ello, el 83% de los productores hacen las aplicaciones cuando se presentan las plagas, cuando ya se tiene un daño considerable en el cultivo y en otras ocasiones de acuerdo a las recomendaciones hechas por el productor o en su caso por la casa de agroquímicos donde adquiere su producto.

Araya *et al.*, (2005) realizaron encuestas a productores de tomate y chile en Costa Rica, para ver los insecticidas que más se utilizan para el control de *B. tabaci*. Los productores utilizan el 100 % de control químico, destacando los piretroides de mayor

uso, seguido por los organofosforados, cloronicotinilos, nereistoxinas, carbamatos, ciclodienos, biológicos y avermectinas respectivamente (Araya *et al.*, 2005). En nuestra encuesta no fue posible detectar los grupos químicos de mayor uso en la región ya que en su mayor parte (93%), los productores reciben a la asesoría directa por un asesor técnico o de las casas de agroquímicos. En las parcelas (chile y tomate) que se manejaron con un enfoque considerando varios elementos del MIP. Bajo este enfoque se utilizaron grupos químicos de piretroides, neonicotinoides, organofosforados, carbamatos y organoclorados, a lo que equivalió al 52 % en control químico, y el resto se utilizó productos biológicos, botánicos y bioracionales (Fig. 2). Bajo enfoque, en una sola temporada fue posible disminuir el uso de químicos en más del 40% de uso de productos químicos, comparado con el manejo que realizan el resto de los productores.

En el estado de Oaxaca los insecticidas que más utilizan son metamidofós, endosulfan, clorpirifos (Ruiz y Medina 2001).

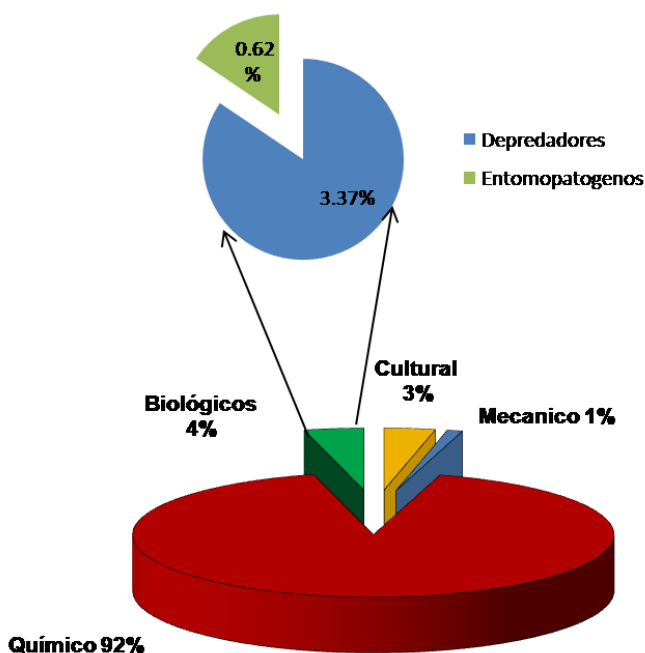


Figura 1. Método de control más utilizado para el control de plagas. Encuesta realizada en el ciclo 2009.

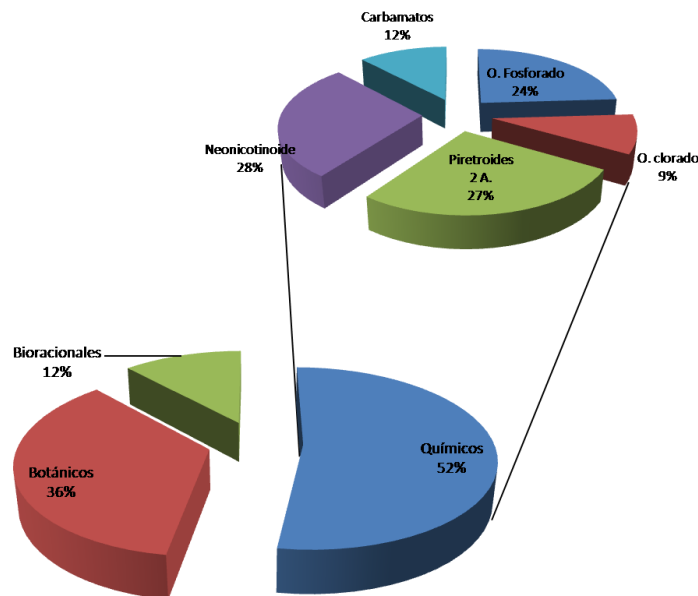


Figura 2. Porcentaje de aplicaciones realizadas en las parcelas donde se dio con un enfoque de manejo integral. Ciclo P-V: 2008.

Guigón y González (2007), al realizar una encuesta a los productores de Chile para evaluar el impacto ambiental en la zona agrícola Jiménez-Villa López, Chihuahua, detectó que se aplican 48 productos químicos, de los cuales 26 fueron insecticidas/acaricidas, 20 fungicidas/bactericidas y 2 herbicidas. Dentro de los insecticidas que se emplean, utilizan principalmente endosulfan, seguido de clorpirifos. Parationmetilico, carbaril y malation, lo aplican en menor grado. Fueron pocos los productores que hicieron uso del control biológico y de productos naturales como el uso de azadiractina.

A pesar de existir varios métodos de control de plagas (biológico, autocida, cultural, entre otros), el control químico es el más extensamente empleado debido a su rapidez de acción; hecho que redundaría en un mayor aseguramiento de la producción de alimentos, pero a un alto costo ambiental y de salud pública (Vázquez y Landeros 2009). En la región de estudio, la falta de asistencia técnica independiente (no ligada a las casas de agroquímicos), la inestabilidad de los sistemas, la falta de aplicación de las normas fitosanitarias e inspecciones de residuos de plaguicidas por las

autoridades fitosanitarias, el mercado interno, la falta de educación, difusión en investigación local, entre otros aspectos, está contribuyendo a la problemática en la región.

El mal manejo de los plaguicidas ha dado como resultado que diversas plagas (mosquita blanca, pulgones y otras) se vuelvan resistentes a uno o varios insecticidas y que la población de enemigos naturales se haya reducido de manera drástica (Vázquez y Landeros 2009). Información que tal vez los productores ignoren, y por ende sigan haciendo uso desmedido del uso de productos químicos.

Las hortalizas son plantas que requieren de mucho cuidado, ya que son cultivos muy susceptibles al ataque plagas y enfermedades, por lo cual el productor se ve en la necesidad de hacer varias aplicaciones durante todo el ciclo del cultivo. Solo en esta encuesta realizada, se vió que en el cultivo de chile se hacen más aplicaciones que en tomate, oscilando de 24 a 36 aplicaciones, y para el cultivo de tomate varia de 15 a 26 aplicaciones. Dichas aplicaciones van dirigidas principalmente hacia el control del picudo del chile (la plaga más importante en la región), paratrioza, mosca blanca y otros vectores, así como lepidópteros (*S. exigua*). Estas aplicaciones las realizan cada ocho días o dos veces por semana de acuerdo al criterio de cada productor. Muchas de estas aplicaciones son recomendadas por un asesor privado (55%) y en el caso de algunos productores también recibieron recomendaciones en la casa de agroquímicos (48%) solo se vio pocos productores que recibían recomendaciones por asesores independientes (11%). Es muy común que los asesores independientes tengan relación con las casas de agroquímicos, en muchas ocasiones reciben comisiones por la recomendación de sus productos. El realizar muchas aplicaciones provoca mayor contaminación del medio ambiente, residuos de plaguicidas más si son productos tóxicos e incrementa los costos de producción del cultivo de manera innecesaria.

Los productores de Oaxaca realizan de 21-31 aplicaciones de insecticidas para el combate de *B. tabaci* en un periodo de 19 semanas (de 1 ó 2 aplicaciones por

semana) (Ruiz y Medina 2001). Estos datos coinciden con los datos obtenidos de las encuestas. Las aplicaciones son excesivas y muchas veces innecesarias, sin embargo es un síntoma de que las regiones están entrando en la etapa de crisis, que las podría llevar a su desaparición como zonas productoras de alimentos.

En las parcelas manejadas bajo el Programa de Manejo Integrado (ciclo 2008 principalmente) el número de aplicaciones se redujo considerablemente aumentando el uso de productos biológicos y bioracionales, reduciendo las aplicaciones de químicos (40% menos químicos). Las aplicaciones totales oscilaron de entre 15 a 22 aplicaciones, haciendo de 18 a 22 aplicaciones en cultivo de chile y de 15 a 19 aplicaciones en el cultivo de tomate, mientras que las encuestas reportaron hasta 36 aplicaciones en la temporada, basadas exclusivamente en productos químicos. Todas las aplicaciones estuvieron basadas en monitoreo de las dinámicas poblacionales de las plagas y sus umbrales de acción.

La resistencia a insecticidas se ha convertido en un problema serio para la agricultura y la salud pública, pues el agricultor se ve en la necesidad de aumentar la dosis y la frecuencia de las aplicaciones, lo cual incrementa la presión de selección y favorece la aparición de mecanismos de resistencia más eficaces y expone a quienes los aplican (Araya *et al.*, 2005).

Devine *et al.*, 2008 argumenta, que el manejo integrado de plagas es el retiro de las aplicaciones innecesarias de insecticidas profilácticos que a su vez permitirá obtener beneficios incalculables a partir del aumento del impacto de los enemigos naturales.

Por otra parte el tener crédito con las casa de agroquímicos, genera que los productores utilicen mayor cantidad de químicos, ya que muchas de las casa de agroquímicos les conviene generar ingresos, sin importar el daño que estén ocasionando, muchas veces las mismas personas que venden los productos no están capacitados profesionalmente para dar una buena asesoriatécnica a los productores. En la región es muy común que el productor tenga crédito con la casa

de agroquímicos. Este esquema favorece la aplicación excesiva de los agroquímicos, ya que el productor no solo está expuesto a recomendaciones innecesarias, si no que termina con una deuda, que podrían poner en riesgo su propio patrimonio en caso de una contingencia climática o un mercado desfavorable.

Ripa *et al.*, (2008) menciona que la frecuencia de aplicaciones de insecticidas a veces no se consigue el efecto deseado, debido a malas aplicaciones, provocando, resistencia de plagas, eliminación de enemigos naturales, efectos negativos al medio ambiente, restos de residuos en frutos y incremento de costos de producción.

También el realizar siembras consecutivamente de un solo cultivo, genera el aumento de las plagas en el cultivo y por ende mayor número de aplicaciones de químicos, por lo que es importante considerar no sembrar el cultivo ciclo tras ciclo, y se debe de alternar de preferencia con una gramínea. Los productores que siembran tomate lo alternan con trigo (67%) y solo el 47% con maíz. Para el caso del cultivo de chile el 67% lo alterna chile-trigo, el 33% chile-maíz y el resto con otros cultivos (no descritos).

Las plagas se presentan en diferentes etapas de desarrollo del cultivo, de acuerdo a la preferencia de alimentación. Como ejemplo, el picudo, solo puede causar daño en la etapa de floración y formación de frutos, ya que es donde se desarrolla la larva, dentro del fruto, no obstante desde que empieza la floración y fructificación, el cultivo siempre tiene botones florales y fruto pequeño, lo que lo hace más susceptible. Por ello la importancia de conocer la biología de la plaga.

El 28 % de los productores consideran que las plagas atacan el cultivo durante todo el ciclo, otros hacen mención que durante la floración (19 %), y el 35% hacen mención de no saber en qué etapa atacan las plagas (Fig. 3).

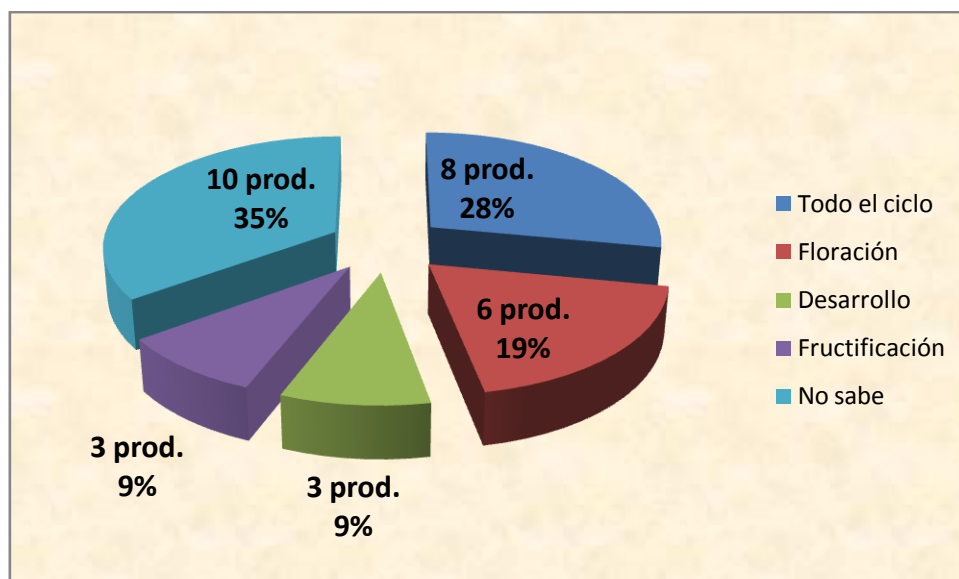


Figura 3. Etapa en que los productores consideran que las plagas causan mayor daño al cultivo.

Muchos de los productores (73 %) que realizan aplicaciones de químicos, no saben el impacto que generan a los enemigos benéficos de las plagas, causándoles un gran daño, y disminuyendo su población: Sin embargo todos tienen conocimiento del impacto que generan los químicos, pero no hacen ningún manejo adecuado para minimizar dicho daño (Fig. 4).

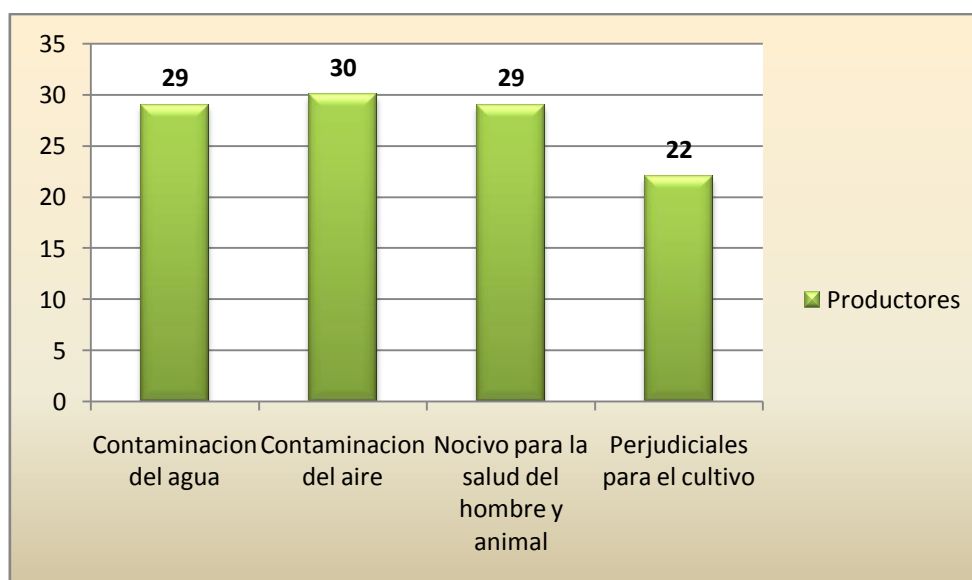


Figura 4. Número de productores que tienen conocimiento de los efectos nocivos de los plaguicidas en el cultivo, medio ambiente, y salud humana.

Considerando la parte de la salud del trabajador, al hacer aplicaciones de los productos químicos, muchos de los productores no cuidan a sus trabajadores para que hagan las aplicaciones de los químicos, ya que aunque el 60% conocen el grado de toxicidad que tienen los productos que utilizan no conocen el nivel de toxicidad para el humano y no realizan acciones tendientes a la protección de sus trabajadores.

Araya *et al.*, (2005) realizó un diagnostico del uso de insecticidas que utilizan en Costa Rica para el control de la mosquita blanca en tomate y chile, y en una de las preguntas que hicieron revelaron que no emplean el equipo de protección para aplicar los pesticidas. Aunque las aplicaciones la realizan con equipos de aspersión manual, no utilizan el equipo (mascarilla, anteojos, guantes, capa y botas), ya que argumentan que es incomodo utilizarlo, especialmente en bajo condiciones de clima cálido y húmedo. En esta encuesta no se preguntó del porque no utilizan todo el equipo, pero un argumento es similar, pues resulta incomodo para realizar el trabajo en las condiciones ambientales de la zona.

Por otro lado, aunque existen depósitos de envases vacíos en la región, la mayoría elimina los envases quemándolos, generando con esto mayor contaminación. Desafortunadamente, dichos depósitos están muy alejados de las zonas productoras de hortalizas. Sanidad vegetal recomienda que al terminarse el producto, debe de enjuagarse tres veces y posteriormente perforarlos en la parte basal del envase, ya que muchos de los productores los llega a utilizar con otros fines. Estos envases son posteriormente recolectados.

Un problema relacionado con el uso de plaguicidas, y que también plantea un riesgo ambiental y de salud importante, es el de los envases vacíos; algunos datos indican que el total de estos envases puede ser de unas 7 mil toneladas anuales, la gran mayoría de las cuales queda dispersa en los campos y canales de riego y son fuente de riesgo ambiental y de salud (Albert, 2005).

Esta simple adopción del manejo integrado de plagas ha demostrado ser extremadamente exitosa incluso (o tal vez particularmente) entre las comunidades agrícolas más pobres. En India, 45 000 agricultores en 465 pueblos fueron enrolados en un programa de capacitación y subsidio de agricultores “de demostración” y fueron entrenados en técnicas más complejas de toma de decisiones para la aplicación de pesticidas (por lo general haciéndoles conocer los umbrales de plagas por debajo de los cuales no se consideró necesario aplicar insecticidas). Cuando se demostró el aumento en las ganancias, otros agricultores en aquellos pueblos hicieron lo mismo (Russell, 2004).

La dinámica de la resistencia a insecticidas, es un fenómeno multidimensional, que depende de factores bioquímicos, fisiológicos, genéticos y ecológicos. Todos estos factores dependen de las especies, poblaciones y localización geográfica (Brattsten *et al.*, 1986). El agricultor debe de saber identificar las especies de plagas que se presenten en su cultivo y pueda entender que no necesariamente la presencia de un determinado número de insectos en su cultivo, signifique que tenga que hacer aplicaciones de insecticidas. Aunque por otra parte es entendible el miedo que en ellos se genera de perder sus cosechas, ya que muchos de ellos argumentaron no tener financiamiento por las casas agroquímicas, y se endeudan y pagan al tener su cosecha. Sin embargo, un técnico se debe de integrar más al campo, para proporcionar mayor conocimiento de las plagas que se están presentando, el manejo que le están haciendo, tener historial de los pesticidas que han aplicado, para hacer un programa de aplicaciones de diferente modo de acción, y en donde no se genere resistencia a insecticidas, tener conocimiento del ciclo de vida de las plagas, su biología, y conocimiento de las condiciones meteorológicas de la región. Por lo cual se debe de abarcar varios sectores, y en el cual una sola persona se dificultaría tener todo ese conocimiento. Es necesario el apoyo de varios investigadores y empresas donde tengan un enfoque de MIP, para reducir el uso de químicos y ayudar a disminuir la resistencia de insecticidas, la contaminación del medio ambiente, fauna y la salud humana.

Los resultados obtenidos en este estudio servirán como base para la elaboración de una propuesta de acción regional basada en el conocimiento de la situación fitosanitaria que guarda la zona estudio. El presente trabajo evidencia con datos la problemática que existe en las zonas productoras de hortalizas en el estado de Michoacán, la cual con más de 4000 has, provee de hortalizas como chile y tomate a mercados como el DF, Guadalajara, Monterrey y en general a la zona centro del país a partir de noviembre y diciembre, en menor grado en abril y mayo. El implementar estrategia de manejo fitosanitarios más amigables al medio ambiente y salud humana contribuirá definitivamente a la sustentabilidad de los sistemas y a reducir el impacto de prácticas agrícolas erróneas en la salud del planeta y contribuir significativamente a la reducción del efecto en el cambio climático. La implementación de un programa MIP a nivel regional, partiendo de lo local, involucra la participación de varios actores, entre ellos, las agencias de gobierno, los productores, las empresas, las universidades e instituciones de investigación (difusión, comunicación, investigación y transferencia de tecnología, etc.), facilitadores (asesores técnicos), autoridades fitosanitarias, y consumidores y comercializadores, entre otros. Al final, se busca el bienestar social, y la estabilidad del medio ambiente y de los agroecosistemas

3.4 CONCLUSIONES

- Las encuestas arrojaron información importante para tener un mejor conocimiento del manejo fitosanitario que se está haciendo actualmente en la región del Bajío Michoacano y tomar decisiones para la implementación de un programa regional.
- El método de control más utilizado por los productores es el químico (92%), y en menor cantidad el integrado con algunos componentes del control biológico.
- Los productores realizan aplicaciones durante el ciclo del cultivo, en chile hacen de 24 a 36 aplicaciones y en tomate de 15 a 26 aplicaciones.
- En las parcelas donde se les dio un manejo con un enfoque integral, se pudo reducir las aplicaciones de químicos hasta en un 40% de aplicaciones de insecticidas, comparado con el manejo que realizan los productores.
- Los productores no tienen conocimiento relevante del uso excesivo de los insecticidas y sus consecuencias.
- El estudio realizado evidencia una problemática fitosanitaria que requiere de un enfoque integral en el que se aborden varios aspectos, incluyendo los técnicos, sociales, económicos, culturales y políticos.

3.5 CITAS BIBLIOGRAFICAS

CAATA, 2010. Centro de Análisis y Acción sobre Tóxicos y sus Alternativas. Obtenido de la red: <http://www.caata.org/alternativas.html>. (Consulta: noviembre de 2010).

Albert, L. A. 2005. Panorama de los plaguicidas en México. 7º Congreso de Actualización en Toxicología Clínica. Revista de Toxicología en línea. 17 p. <http://www.sertox.com.ar/retel/default.htm>. (Consultado: noviembre de 2010).

Araya R. L., Carazo R. E. y Cartín L. V. M. 2005. Diagnostico del uso de insecticidas utilizados contra *Bemisia tabaci* (Gennadius) en tomate y chile en Costa Rica. Manejo integrado de plagas y agroecología. 75: 68-76.

Badii H. M. y Garza A. V. 2007. Resistencia en insectos, plantas y microorganismos. CULCyT. 4 (18): 9-25.

Brattsten L. B., Holyoke Jr. C. W., Leeper J. R. and Raffa K. F. 1986. Insecticide resistance: challenge to pest management and basic research. Science, new series. 231 (4743): 1255-1260.

Bisset, J. A. 2002. Uso correcto de insecticidas: control de la resistencia. Rev. Cubana Med. Trop. 54(3): 202-219.

Cisneros F. H. 1992. El manejo integrado de plagas. Guía de investigación CIP 7. Centro Internacional de la Papa. Lima, Perú. 38 p.

Devine J. G., Eza D., Ogusuku E. y Furlong J. M. 2008. Uso de insecticidas: contexto y consecuencias ecológicas. Rev. Peru Med. exp. Salud Pública. 25(1): 74-100.

García E. J. 1998. Intoxicaciones agudas con plaguicidas: costos humanos y económicos. Rev Panam Salud Pública. 4(6): 383-387.

Gitay H., Suárez A., Watson R. T. y Dokken D. J. 2002. Cambio climático y biodiversidad. Grupo Intergovernmental de expertos sobre el Cambio Climático (IPPC). 85 p.

Guigón L. C. y González G. A. 2007. Manejo de plagas en el cultivo de chile y su impacto ambiental en la zona agrícola de Jiménez-Villa López, Chihuahua, México. Tecnociencia Chihuahua. 1 (2): 36-47.

IRAC, 2008. IRAC Guidelines for Resistance management of Neonicotinoids. Insecticide Resistance Action Committee (IRAC) Neonicotinoid Working Group. Obtenido de la red: www.irac-online.org. (Consultado: noviembre de 2010).

Medina B. S., Ortega A. L. D., González H. H. y Villanueva J. J. A. 2002. Influencia de arvenses sobre el complejo de mosca blanca-virosis-parasitoides en Veracruz, México. Manejo Integrado de Plagas y Agroecología. 65: 75-81.

Motta M. M. M., Coutinho P. M., Cola Z. J., Bacci L. y Marques da S. E. 2005. Impact of integrated pest management on the population of leafminers, fruit borers, and natural enemies in tomato. Ciencia Rural 35 (1): 204-208.

Ripa R., Larral P. y Montenegro J. 2008. Control químico. pág. 79. In: Ripa R. y Larral P. Manejo de plagas en paltos y cítricos. Instituto de investigaciones agropecuarias. Chile. 397 p.

Ruiz V. J. y Medina Z. J. 2001. Avances en el manejo integrado de *Bemisia tabaci* en tomate y chile en Oaxaca, México. Manejo integrado de plagas. 59: 34-40.

Russell, D. A. 2004. IPM for insect pests of cotton in less developed countries. In: Horowitz AR, Ishaaya I (eds). Insect pest management - Field and protected crops. Berlin: Springer Verla. 141-80 pp.

Vázquez P. A. y Landeros S. C. 2009. Agricultura y deterioro ambiental. Elementos. 73: 19-25.

ANEXOS

Cuadro 1. Registro de las actividades realizadas en el cultivo de tomate en el municipio de Yurecuaro, Mich.

TRATAMIENO	FECHA	ADHERENTE	FUNGICIDA	BACTERICIDA	INSECTICIDA	FOLIAR	ESTIMULANTE	FENOLOGIA
A la pata	25/Jul/2008		250 CC Derosal					
			250 CC Previcur N			2 kg 12-43 12	1 lt Rooting.	Transplante
			2 L Biobacil					
	01/Ago/2008		2 L Biobacil			2 Kg 12-43-12	1 Lt Rooting.	C. Vegetativo
			100 g Trident					
Al follage.	25/Jul/2008	250 CC Inex A	750 g Cupravit	1 pza. Terramicina	2 L Biocrack	1 kg Bayfolán	250 CC. Agromil v.	Transplante
	01/Ago/2008	250 CC surfact	1 Kg Daconil	500 g Agrimicin 100	2 L Biocrack		250 CC Agromil V	C. Vegetativo
	08/Ago/2008	250 CC surfact	1.5 Kg Captán		200 g Lannate			C. Vegetativo
			100 g Amistar					
	18/Ago/2008	250 CC surfact	8 00 g Cabrio	500 g Agrigent	200 g Lannate	750 CC Megafol		C. Vegetativo
			1.5 Kg Bravo 720					
	25/Ago/2008	250 CC surfact	750 g Rovral	1 kg Agrimicin 100	2 L Biocrack	750 CC Megafol		Floración
			1.5 kg Bravo 720					
	28/Ago/2008	250 CC surfact	1.5 Kg Acrobat CT	1 Kg Agrimicin 100	250 cc Herald	750 CC Megafol.	250 CC Maxigrow	Floración
	05/Sep/2008	250 CC Surfact	1.2 Kg Gavel	1 L Kasumin	200 g Lannate	1 Lt Megafol	250 CC Maxigrow	Floración
	12/Sep/2008	250 CC surfact	2 Kg Equation C	1 Kg Agrigent	1 L Extragarlic	500 CC Kendall		Floración
	15/sep/2008	250 CC surfact	2 Kg Curzate					Fructificación
	20/sep/2008	250 CC Surfact	1.5 Kg Gavel	1 Kg Kasumin	750 CC Xtraneem	1 L Megafol		Fructificación
	25/Sep/2008	250 CC Surfact	2 Kg Curzate	1 Kg agrimicin 100	1 L Disparo.	1 L Maxigrow		Fructificación
	05/Oct/ 2008	250 CC Surfact	1.2 Kg Gavel	1 L Kasumin	1 L Extra neem	1 L Megafol	0.5 Lt Maxigrow	Cosecha
	09/Oct/2008	250 CC Surfact	1.5 Kg Cupravit Hidro	Agrigent				Cosecha
	15/Oct/2008.	250 CC Surfact	1.5 Kg. Cupravit Hidro		1 L Malathion	2 Kg Agro K.		Cosecha
	23/Octubre/2008	250 CC surfact	1.5 Cupravit Hydro		1 L Thiodan	2 Kg Agro K.		Cosecha

Cuadro 2. Registro de las actividades realizadas en el cultivo de tomate en el municipio de Vista Hermosa, Mich.

TRATAMIENTO	FECHA	ADHERENTE	FUNGICIDA	BACTERICIDA	INSECTICIDA	FOLIAR	ESTIMULANTE	FENOLOGIA
A la pata	09/Jul/2008		250 cc Previcur N		150 gr Clutch		1L Rooting	Transplante
			250 cc Derosal.					
			2 Lt Biobacil					
	26/Jul/2008		500 g Cercobin		250 CC Confidor		1 L Rooting	C. vegetativo
			250 g Forum					
			2 L Biobacil					
Al follaje	09/Jul/2008	250 CC Surfactante	750 g Zineb	500 g agrimicin 500	2L Extracto de ajo	2 Kg Bayfolan.	250 CC Agromil V.	Transplante
	15/Jul/2008	250 CC Surfactante	750 g Cupravit	500 g agrimicin 500	200 g de Lannate	2 Kg Bayfolan.	2 L Poliquel fe.	C. Vegetativo
	21/Jul/2008	250 CC Surfactante	1 kg Daconil	500 g agrimicin 500	2 L Extracto de ajo	2 Kg Bayfolan.	250 CC Agromil V.	C. Vegetativo
	26/Jul /2008	250 CC Surfactante	1 kg Daconil	500 g Agrimicin 100	1 L Agroneem	2 Kg. 20-3-10	250 CC Agromil V.	C. vegetativo
			100 g Amistar					
	02/Ago/2008	250 CC Surfactante	1.5 kg captan	1.5 Kg Agrimicin 100	250 cc Ambush	2 Kg 20-30-10	250 CC Agromil V	Floración
	07/Ago/2008	250 CC Surfactante	1.5 L Acrobat CT	750mGr Agrigent	250 cc Herald		1 L Maxigrow	Floración
			100g Amistar					
	14/Ago/2008	250 CC Surfactante	1.5 Kg Bravo 720	1 kg Agrimicin 100	150 g Clutch	750 ml Megafol		Floración
	21/Ago/2008	250 CC Surfactante	1.5 Kg Curzate	1 lt Kasumin	0.5 kg Anaseft	750 ml Megafol		Floración
	28/Ago/2008	250 cc surfactante	1.5Kg Acrobat	1.5 Cupravit Hidro	250 cc Herald			Fructificación
	01/Sep/2008	250 CC surfactante	1.5 Kg Ridomil	1 Kg Agrimicin 100	150 g Clutch	1 L Viretrol	250 CC Agromil p	Fructificación.

Continúa cuadro...

	08/Sep/2008	250 CC Surfactante	1.2 Kg Gavel	1 Kg Agrigent	750 CC Xtraneem	1 L Megafol		Fructificación.
	13/Sep/2008	250 cc surfactante	2 Kg Equation C	1 L Kasumin	1 Lt Soyosol.			Fructificación.
	21/Sep/2008	250 CC surfactante	2 L Acrobat C.T	1 Kg Agrimicin 100	200 g Lannate.			Fructificación.
	27/sep/2008	250 CC Surfactante	2 Kg Curzate	1 Kg Agrigent.	1 L Xtraneem.			Cosecha.
	01/Oct/2008	250 CC Surfactante	1 Kg Cupravit.	1 Kg Agrimicin 500	1.5 L Xtraneem		.5 Lt. Maxigrow	Cosecha.
	09/Oct/2008	250 CC Surfact.	1.5 Kg Cupravit H.		1 L Nim Ja.	2 Kg Agro K.		
	15/Oct/2008	250 CC Surfact.	1.5 Kg Manzate		1.5 Malathion.	2 Kg Agro K.		
	22/Oct/2008	250 CC Surfact.	1.5 kg Cupravit		250 CC Ambush	2 Kg Agro K.		

Cuadro 3. Registro de las actividades realizadas en el cultivo de chile en el municipio de Yurecuaro, Mich.

TRATAMIENTO	FECHA	ADHERENTE	FUNGICIDA	BACTERICIDA	INSECTICIDA	FERT. FOLIAR	ESTIMULANTE
A la planta	05-Jul-09		250 cc ridomil gold		500 cc Confidor		
			500 g cercobin				
	22-Jul-09		250 cc <i>Trichoderma</i>				
	31-Jul-09		250 cc <i>Trichoderma</i>				
	07-Ago-09		250 cc <i>Trichoderma</i>				
	14-Ago-09		250 cc <i>Trichoderma</i>				
	15-Oct-09		500 cc Previcur				
			500 g cercobin				
Al follaje	24-Jul-09	250 cc Agrex ABC	1.5 Kg cupravit hidro	Terraminicina		1 L Impact Fe	
	31-Jul-09	250 cc Agrex ABC			1 L Hemix	1 L Impact Fe	
	06-Ago-09	250 cc Agrex ABC			1 L Hemix	1 L Impact Fe	
	14-Ago-09	250 cc Agrex ABC	1.5 Cupravit		1.5 L Neem		
			2 L de Fosfi-K		1 L jabón		
	21-Ago-09	250 cc Agrex ABC	1.5 Kg Cuprovit hidro		1.5 L Neem	2 kg Bayfolan	
	27-Ago-09	250 cc Agrex ABC	0.5 Kg de Agromicin 100		0.5 L dimilin	Aminoacidos	250 ml Maxi-grow
	04-Sep-09	250 cc Agrex ABC	1 Kg de Cupravit hidro	1 L Kasumin	2 L gusation	2 kg Bayfolan	
	18-Sep-09	250 cc Agrex ABC	1 Kg de Cupravit	0.5 Kg Agrimicin 100	1.5 Disparo		
	29-Sep-09	250 cc Agrex ABC	1 Kg Captan	0.5 Kg Agrimicin 100	2 Vidate	Aminoacidos	
	05-Oct-09	250 cc Agrex ABC	1.5 Cupravit		600 g Actara		
	11-Oct-09	250 cc Agrex ABC	2 L Serenade		1 L neem		
	22-Oct-09	250 cc Agrex ABC	2 Kg de Cupravit hidro	0.5 Kg Agrimicin 500	1 L Talstar extra		
	30-Oct-09	250 cc Agrex ABC	2 Kg de Cupravit hidro	1 Kg Agrimicin 100	1 Kg Lorsban 75 WG		

PROYECTO MIP

ENCUESTA SOBRE MANEJO FITOSANITARIO DE HORTALIZAS

I. Información general

Fecha de encuesta _____

Nombre _____

Población _____ Municipio _____

Genero F ☐ M ☐ Edad _____ Grado escolar _____

Superficie cultivada _____ Cultivo _____

2008 _____

2007 _____

Propia ☐ Rentada ☐ A medias ☐ Otro _____

1-PROCESO DE CULTIVO

Producción de plántula

¿Dónde _____ adquiere _____ la
semilla? _____

¿Qué precio tiene la semilla? _____

¿Usted prepara su propio almacigo o compra la plántula? (Si prepara su propio almacigo describir el proceso)

¿Qué _____ marca _____ y/o _____ de _____ que _____ empresa
proviene? _____

¿Usted asegura de que la plántula se produzca en condiciones de buena sanidad? Si ____ No

¿Se asegura de que sus plántulas estén libres de virus u otras enfermedades antes de transplantar?
Si ____ No ____

¿Cómo?

a) Análisis de laboratorio _____

b) Costo _____

- c) Selección de plántulas enfermas _____
d) Criterios utilizados _____

¿Qué enfermedades y plagas se presentan en esta etapa?

¿Con que las controla?

NOMBRE COMERCIAL	INGREDIENTE ACTIVO	JUSTIFICACIÓN	NO. DE APLICACIONES	MÉTODO DE APLICACIÓN	COSTO

¿Nos podría comentar sobre las actividades que le realiza a su terreno antes de transplantar?

¿Qué costos le generan estas actividades? _____

¿Qué tipo de riego utiliza en su terreno? _____

¿Cuántos jornales por hectárea utiliza para instalar su sistema de riego? _____

¿Cuántos jornales por hectárea utiliza para regar? _____

¿Usted realiza algún tratamiento a su suelo antes de transplantar? Si _____ No _____

¿Cómo _____ y _____ con _____ que _____ lo _____ realiza?

¿Cuántos _____ jornales _____ por _____ hectárea _____ utiliza _____ para _____ esta actividad? _____

2. TRANSPLANTE

¿Antes del transplante realiza un análisis de suelo para conocer el estado de los nutrientes en el suelo?
Si _____ No _____

¿Cuántos jornales por hectárea ocupa para transplantar? _____

¿Qué costo tiene cada jornal? _____

¿Qué plagas y enfermedades se presentan en esta etapa? ¿Con que las controla?

NOMBRE COMERCIAL	INGREDIENTE ACTIVO	JUSTIFICACIÓN	NO. DE APLICACIONES	MÉTODO DE APLICACIÓN	COSTO

3.-FASE DE DESARROLLO

¿Qué fertilizantes y en que cantidad aplica durante esta etapa? ¿Cada cuanto tiempo aplica los fertilizantes?

FERTILIZANTES	DOSIS	FRECUENCIA (TIEMPO)

¿Cómo los aplica?

a) Fertiriego ☐ b) Tractor ☐ c) Tradicional ☐

¿Qué costo tiene? _____

¿Qué criterios utiliza para tomar la decisión de fertilizar?

¿Utiliza fertilizantes foliares? Si ____ No ____ ¿Cuáles y con que frecuencia los aplica?

FERTILIZANTES FOLIARES	DOSIS	FRECUENCIA (TIEMPO)

¿Para aplicar los fertilizantes foliares usted realiza algún análisis? Si ____ No ____

¿Aplica algún producto para mejorar el crecimiento de la planta? Si ____ No ____

¿Cuál? _____

¿Con que frecuencia lo aplica? _____

¿Qué plagas y enfermedades se le presentan en esta etapa? ¿Con que productos realiza el control?

NOMBRE COMERCIAL	INGREDIENTE ACTIVO	JUSTIFICACIÓN	NO. DE APLICACIONES	MÉTODO DE APLICACIÓN	COSTO

5.- FLORACIÓN Y FRUCTIFICACIÓN

¿Realiza podas antes o después de la aparición de flores y frutos? Si ____ No ____

¿Se asegura de tomar medidas de sanidad durante esta actividad? Si ____ No ____

¿Cuales?

¿Qué plaguicida aplico durante esta etapa?

NOMBRE COMERCIAL	INGREDIENTE ACTIVO	JUSTIFICACIÓN	NO. DE APLICACIONES	MÉTODO DE APLICACIÓN	COSTO

--	--	--	--	--	--

6.-COSECHA

¿Qué precauciones sanitarias toma en cuenta antes de cosechar su producto?

¿Realiza aplicaciones antes de cosechar? Si ____ No ____

¿A los cuantos días después de la aplicación cosecha? _____

¿Utiliza solo productos autorizados por Sanidad Vegetal? Si ____ No ____

¿Cuántos cortes realiza? _____

¿Cuántos jornales por hectárea utiliza para realizar los cortes? _____ ¿Cuánto dinero invierte?

¿Cuál fue el rendimiento de la temporada pasada? _____

¿En cuanto estima la pérdida en el cultivo causada por las plagas y enfermedades?

a) Monetaria _____

b) % de producción _____

¿Cuál fue el precio que le pagaron por kilogramo? _____

6. MANEJO INTEGRADO DE PLAGAS

1. ¿Sabe que es Manejo Integrado de Plagas? Si ____ No ____

2. Antes de realizar alguna aplicación ¿realiza una revisión de su cultivo (monitoreos)? Si ____ No ____

3. ¿Sabe lo que es un Umbral de Acción? Si ____ No ____

4. ¿Conoce el ciclo de vida de las plagas que atacan su cultivo? Si ____ No ____

5. ¿Sabe reconocer los síntomas de las enfermedades que se presentan en su cultivo? Si ____ No ____

6. ¿Sabe qué factores favorecen el desarrollo de las plagas y enfermedades (T°, H.R.)? Si ____ No ____

¿Cuales?

7. ¿Elimina malezas alrededor de su cultivo? Si ____ No ____

8. ¿Usa o ha usado barreras físicas (otros cultivos alrededor del cultivo)? Si ____ No ____

9. ¿Sabe que cuando basa las aplicaciones en el uso de un mismo producto químico por varios años los insectos y enfermedades ya no pueden ser controlados? Si ____ No ____

10. ¿Se han presentado enfermedades e insectos que antes no tenía? Si ____ No ____
¿Cuales?

11. En % ¿qué métodos de control de plagas utiliza?

METODO	Cultural	Mecánico	Químico	Biológico			Otro (Especifique)
				Depredadores	Parasitoides	Entomopatogenos	
(%)							

12. ¿Cuándo o cómo decide que es tiempo de aplicar?

a. Plagas

- | | |
|---|--|
| a) Al inicio del ataque | a) Al aparecer los primeros síntomas |
| b) Después de un ataque severo | b) Cuando los síntomas son severos |
| c) Sin observar algún insecto | c) Cuando considera que hay condiciones favorables para la enfermedad (preventivo) |
| d) Aplicaciones calendarizadas | d) Recomendación técnica/casa de agroquímicos |
| e) Recomendación del técnico/casa de agroquímicos | e) Otro: _____ |
| f) Ninguno | |

b. Enfermedades

13. Número de aplicaciones por temporada _____

14. ¿Cada cuanto aplica?

15. ¿Quién le recomienda las aplicaciones?

Asesor privado ☐

Asesor independiente ☐

Casa de agroquímicos ☐

El ☐

Otro: _____

16. Todos tienen crédito con los proveedores agroquímicos

17. ¿Qué porcentaje del costo de producción ocupa el manejo sanitario? _____

¿Es miembro de alguna organización o asociación de productores? Si ____ No ____

Sistema Produce ☐

Junta Local de Sanidad Vegetal ☐

Otra: _____

¿Conoce del proyecto de Manejo Integrado de Plagas de la Fundación Produce Michoacán? Si ____
No ____

¿Ha participado en pláticas, cursos o talleres impartidos por esta fundación u otra organización? Si ____
No ____

¿Conoce las actividades de la Junta Local de Sanidad Vegetal? Si ____ No ____

¿Ha recibido algún apoyo por ésta? (en caso de ser miembro) Si ____ No ____

¿De que tipo? (Dinero, asesoría técnica u otro) _____

¿Asiste a las demostraciones o cursos que ésta imparte? Si ____ No ____

18. ¿Cuál es el patrón de cultivos que utiliza?

Jitomate – Trigo ☐

Chile – Trigo ☐

Jitomate – Maíz ☐

Chile – Maíz ☐

Otro: _____

19. ¿Puede enlistar las plagas de Jitomate y Chile?

Jitomate

1. _____
2. _____
3. _____
4. _____
5. _____
6. _____

Chile

1. _____
2. _____
3. _____
4. _____
5. _____
6. _____

20. ¿Las puede identificar? Si ____ No ____ ¿Cómo?

21. ¿Cuándo o en que etapa considera que afecta más al cultivo?

22. ¿Qué pérdidas atribuye a las plagas y enfermedades?

2006 _____

2007 _____

2008 _____

25. ¿Sabe que efectos tienen los plaguicidas químicos?

- a) Contaminación del agua
- b) Contaminación del aire
- c) Nocivo para la salud del hombre y animal
- d) Perjudiciales para el cultivo
- e) Otro: _____

26. ¿Sabe que las plagas tienen enemigos naturales? Si ____ No ____ (Mostrar fotos)

27. ¿Conoce el efecto de los plaguicidas químicos en los enemigos naturales? Si ____ No ____

28. ¿Cuáles de los plaguicidas que ha usado ya no son efectivos para el control de?

PLAGA/ ENFERMEDAD	PLAGUICIDA (S)
Mosca blanca	
Paratrioza	
Picudo del chile	
Pulgones	
Gusano soldado	
Tizón tardío	
Tizón temprano	
Cenicilla	
Secadera	
Otro:	
Otro:	
Otro:	

29. ¿Cómo aplica los plaguicidas?

Tractor _____

Manual _____

Sistema de riego _____

30. ¿Quién aplica los plaguicidas?

El mismo _____

Trabajadores _____

Otro: _____

31. ¿Sus trabajadores fuman durante sus labores?

Antes de asperjar_____

Cuando asperjan_____

Después de asperjar_____

Otro: _____

32. Para realizar las aplicaciones del plaguicida ¿Qué tipo de precauciones de seguridad toma en cuenta?

33. ¿Sabe reconocer el grado de toxicidad de los productos que utiliza? Si____ No____

34. ¿Conoce el nivel de toxicidad para el humano de los plaguicidas que utiliza? Si ____ No ____

35. ¿Dónde compra los plaguicidas?

36. ¿En ese lugar le proporcionan algún tipo de asesoría sobre el uso del plaguicida? Si____ No____

37. ¿Cómo paga los plaguicidas?

1. A crédito____

2. De contado _____

3. A finales de la cosecha _____

4. Otro: _____

38. ¿Cómo desecha los envases?

a) Los entierra

b) Triple lavado

c) En un contenedor

d) Otro: _____

39. ¿Sabe que es Inocuidad Alimentaria? Si____ No____

40. Antes de realizar las aplicaciones ¿Considera los límites máximos de residuos y días a cosecha?

41. ¿Qué productos biológicos/bio-rationales ha aplicado y contra que plaga?

PRODUCTO	PLAGA (S) / ENFERMEDAD (ES)
POLVOS MINERALES	
NEEM	
JABONES	
ACEITES (SOYA, CANELA)	
ESTRACTO DE GOBERNADORA	
ESTRACTO DE AJO	

ESTRACTO DE TABACO	
OTRO:	

42. ¿Ha escuchado de los sistemas de predicción de plagas y enfermedades? Si___ No___

CUALES	PARA QUE PLAGAS

7. ACTIVIDADES POSTCOSECHA

44. ¿Cómo desecha los residuos de la cosecha?

Desvare _____

Los incorpora_____

Barbecho_____

Otro: _____

45. ¿Cuántos días después del último corte? _____

46. ¿Comparte información con otros productores acerca del proceso de producción del cultivo de jitomate o chile?

Si ___ No ___ ¿Cuál? _____

9. GENERALIDADES DEL PROGRAMA

¿Es miembro de alguna organización de Productores?

¿Conoce el Proyecto de Manejo Integrado de Plagas de la Fundación Produce Michoacán?

¿Ha participado en pláticas, cursos o talleres organizados por esta fundación?

¿Conoce las actividades de la Junta Local de Sanidad Vegetal?

¿Ha recibido algún tipo de apoyo de de esta organización?

¿De que tipo?

¿Asiste a las demostraciones que o cursos que organiza?

¿Considera necesaria la asistencia técnica permanente de los productores y asesores técnicos?