



# **UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO**

## **DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA AGRÍCOLA**

### **Maestría en Protección Vegetal**

**COMPORTAMIENTO TEMPORAL DE INSECTOS PLAGA  
Y SU MANEJO INTEGRAL EN CULTIVO DE JITOMATE  
(*Lycopersicon esculentum* L.) A CAMPO ABIERTO EN  
ATLATLAHUCAN, MORELOS.**

## **T E S I S**

**Que como requisito parcial para obtener el grado de:**

**MAESTRO EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN VEGETAL**

**Gonzalo Espinosa Vásquez**



DIRECCIÓN GENERAL ACADÉMICA  
DEPTO. DE SERVICIOS ESCOLARES  
OFICINA DE EXAMENES PROFESIONALES

Chapingo, México, noviembre de 2012.

Comportamiento temporal de insectos plaga y su manejo integral en cultivo de jitomate (*Lycopersicon esculentum* L.) a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos. Tesis realizada por Gonzalo Espinosa Vásquez bajo la dirección del Dr. Marcelo Acosta Ramos y aprobada por el Comité Asesor indicado y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

**MAESTRO EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN VEGETAL**

DIRECTOR: \_\_\_\_\_

**Dr. Marcelo Acosta Ramos**

ASESOR: \_\_\_\_\_

**Dr. Alberto Margarito García Munguía**

ASESOR: \_\_\_\_\_

**Dr. Samuel Ramírez Alarcón**

# *Dedicatoria*

*Marcelino Espinosa Vásquez<sup>†</sup> y Merced Vásquez Pérez a quienes les debo la vida por confiar en mí y darme la oportunidad de superación en la vida, además, por darme muy buenos consejos.*

*A mis hermanos: Vicente, Guadalupe, Víky y Angelina por los momentos que pasamos.*

*A mis cuñados*

*Al Párroco Pedro Luis Ortiz Luna por sus buenos consejos en mi formación académica.*

*A mi suegra Helena Paz, a mi cuñadito Edwin Axel Simental Paz y a toda la familia.*

*De manera muy especial a Ana Laura Simental Paz por ser una persona noble y comprensiva. Gracias por los momentos maravillosos que pasamos juntos.*

*Sinceramente*

*Gonzalo Espinosa Vásquez*

## **AGRADECIMIENTO**

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por el financiamiento para la realización de mis estudios de Maestría.

A la Universidad Autónoma Chapingo por los recursos otorgados para llevar a cabo este proyecto de vinculación y transferencia de tecnología.

Al programa de Maestría en Protección Vegetal de la Universidad Autónoma Chapingo (UACH) por complementar mi formación de Ingeniero Agrónomo Parasitólogo a Maestro en Ciencias en Fitoprotección.

Al Dr. Marcelo Acosta Ramos por su valiosa amistad, asesoría y apoyo en todo momento.

A los profesores del programa de Protección Vegetal por sus valiosos conocimientos transmitidos en el momento necesario, de igual manera a mis asesores: al Dr. Alberto Margarito García Munguía y al Dr. Samuel Remírez Alarcón, para la revisión de ésta tesis GRACIAS.

Con respeto y admiración

Gonzalo Espinosa

## **DATOS BIOGRÁFICOS**

### **Datos generales**

**Nombre:** Gonzalo Espinosa Vásquez.

**Fecha de nacimiento:** 6 de septiembre de 1985.

**Lugar de nacimiento:** San Mateo Peñasco, Tlaxiaco, Oaxaca.

### **Formación académica**

**Nivel medio superior:** Preparatoria Agrícola de la Universidad Autónoma Chapingo (2003-2006).

**Licenciatura:** Ingeniero Agrónomo Especialista en Parasitología Agrícola de la Universidad Autónoma Chapingo (2006-2010).

**Posgrado (Maestría):** Maestro en Ciencias en Protección Vegetal del Departamento de Parasitología Agrícola de la Universidad Autónoma Chapingo (2010-2012).

## INDICE GENERAL

ÍNDICE DE FIGURAS .....	i
ÍNDICE DE CUADROS .....	..ii
RESUMEN.....	..v
ABSTRACT .....	..vi
1. INTRODUCCIÓN .....	1
1.1 OBJETIVOS .....	2
1.2 HIPÓTESIS .....	2
2. REVISIÓN DE LITERATURA .....	3
2.1 Generalidades del cultivo de jitomate ( <i>Lycopersicon sculentum</i> Mill.) .....	3
2.1.1 Origen e historia .....	3
2.1.2 Clasificación taxonómica .....	4
2.1.3 Descripción botánica .....	4
2.1.4 Importancia del cultivo .....	5
2.2 Insectos Plaga en el cultivo de jitomate .....	6
2.2.1 Gusano alfiler ( <i>keiferia lycopersicella</i> Walshingham) .....	6
2.2.1.1 Clasificación taxonómica .....	6
2.2.1.2 Distribución e importancia económica .....	6
2.2.1.3 Plantas hospederas .....	6
2.2.1.4 Descripción morfológica .....	7
2.2.1.4.1 Huevecillo .....	7
2.2.1.4.2 Larva .....	7
2.2.1.4.3 Pupa .....	7
2.2.1.4.4 Adulto .....	7
2.2.1.5 Ciclo de vida .....	7
2.2.1.6 Muestreo .....	8
2.2.1.6.1 Huevecillos .....	8
2.2.1.6.2 Larvas .....	8
2.2.1.6.3 Adultos .....	9
2.2.1.7 Hábitos y daños .....	9

2.2.1.7.1 Daños en frutos .....	9
2.2.1.8 Medidas de control .....	10
2.2.1.8.1 Prácticas culturales .....	10
2.2.1.8.2 Control biológico .....	10
2.2.1.8.3 Uso de feromonas .....	11
2.2.1.8.4 Control legal .....	11
2.2.1.8.5 Control químico .....	12
2.2.2 Gusano soldado ( <i>Spodoptera exigua</i> Hubner) .....	12
2.2.2.1 Ubicación taxonómica .....	12
2.2.2.2 Distribución e importancia económica .....	12
2.2.2.3 Hospederas .....	12
2.2.2.4 Descripción morfológica .....	13
2.2.2.4.1 Huevecillo .....	13
2.2.2.4.2 Larva .....	13
2.2.2.4.3 Pupa .....	13
2.2.2.4.4 Adulto .....	13
2.2.2.5 Ciclo biológico y hábitos .....	14
2.2.2.6 Daños .....	14
2.2.2.7 Muestreo .....	14
2.2.2.8 Medidas de control .....	15
2.2.2.8.1 Control biológico .....	15
2.2.2.8.2 Control químico .....	16
2.2.3 Trips del cogollo ( <i>Frankliniella occidentalis</i> Pergande) .....	16
2.2.3.1 Ubicación taxonómica .....	16
2.2.3.2 Distribución e importancia económica .....	16
2.2.3.3 Hospederas .....	17
2.2.3.4 Descripción morfológica .....	17
2.2.3.4.1 Huevecillos y ninfas .....	17
2.2.3.4.2 Adulto .....	17
2.2.3.5 Ciclo biológico .....	18
2.2.3.6 Daños .....	18
2.2.3.7 Medidas de control .....	18

2.2.3.7.1	Prácticas culturales .....	19
2.2.3.7.2	Control mecánico .....	19
2.2.3.7.3	Control biológico .....	20
2.2.3.7.4	Manejo químico .....	20
2.2.4	Minador de la hoja ( <i>Lyriomyza</i> spp.) .....	21
2.2.4.1	Ubicación taxonómica .....	21
2.2.4.2	Distribución geográfica .....	21
2.2.4.3	Importancia económica .....	22
2.2.4.4	Hospederas .....	23
2.2.4.5	Descripción morfológica .....	24
2.2.4.5.1	Huevecillos .....	24
2.2.4.5.2	Larva .....	24
2.2.4.5.3	Pupa .....	24
2.2.4.5.4	Adulto .....	24
2.2.4.5.5	Daños .....	25
2.3	Principales insectos plaga encontrados durante la presente investigación .....	25
2.3.1	Paratrioza ( <i>Bactericera cockerelli</i> Sulc) .....	25
2.3.1.1	Ubicación taxonómica de ( <i>Bactericera cockerelli</i> Sulc) .....	25
2.3.1.2	Origen y distribución .....	26
2.3.1.3	Hospederas .....	26
2.3.1.4	Ciclo biológico .....	27
2.3.1.4.1	Temperatura y desarrollo .....	27
2.3.1.5	Estados biológicos .....	28
2.3.1.5.1	Huevecillos .....	28
2.3.1.5.2	Estadios ninfales .....	28
2.3.1.5.3	Adulto .....	30
2.3.1.6	Daños causados por ( <i>Bactericera cockerelli</i> Sulc.) .....	30
2.3.1.6.1	Psílicos como vectores de patógenos .....	31
2.3.1.6.2	Efecto toxinífero .....	31

2.3.1.6.3	Fitoplasmas asociados a tomate .....	32
2.3.1.7	Muestreo y monitoreo .....	32
2.3.1.8	Umbrales económicos .....	33
2.3.1.9	Estrategias de manejo .....	33
2.3.1.9.1	Control cultural .....	33
2.3.1.9.2	Trampas .....	33
2.3.1.9.3	Control biológico .....	34
2.3.1.9.4	Control químico .....	34
2.3.2	Mosca blanca: <i>Bemisia</i> spp. (Homoptera: Aleyrodidae) .....	35
2.3.2.1	Origen y distribución .....	35
2.3.2.2	Hospederas .....	36
2.3.2.3	Descripción morfológica .....	36
2.3.2.3.1	Adulto .....	36
2.3.2.3.2	Huevecillo .....	37
2.3.2.3.3	Ninfa .....	37
2.3.2.4	Biología y hábitos .....	37
2.3.2.5	Estrategias de manejo .....	37
2.3.2.5.1	Control cultural .....	37
2.3.2.5.2	Uso de extractos .....	38
2.3.2.5.3	Control legal .....	38
2.3.2.5.4	Fechas de siembra .....	38
2.3.2.5.5	Uso de jabones .....	39
2.3.2.5.6	Control biológico .....	39
2.3.2.5.6.1	Uso de parasitoides .....	39
2.3.2.5.6.2	Uso de entomopatógenos .....	39
2.3.2.5.6.3	Uso de depredadores .....	40
2.3.2.5.6.4	Uso de arvenses .....	40
2.3.2.5.7	Control físico .....	41
2.3.2.5.7.1	Uso de barreras vegetales .....	41
2.3.2.5.7.2	Uso de acolchados .....	41
2.3.2.5.7.3	Uso de aceites minerales .....	42
2.3.2.5.7.4	Uso de trampas amarillas (control etológico) .....	42
2.3.2.5.8	Control con feromonas .....	42

2.3.2.5.9 Control genético .....	43
2.3.2.5.10 Control químico .....	43
2.3.3 Afidos: <i>Myzus persicae</i> (Sulzer), <i>Aphis gossypii</i> (Glover) (Homoptera: Aphididae) .....	44
2.3.3.1 Importancia .....	44
2.3.3.2 Distribución y hospederos .....	45
2.3.3.3 Biología y hábitos .....	45
2.3.3.4 Descripción morfológica .....	46
2.3.3.5 Daños .....	46
2.3.3.6 Estrategias de manejo .....	47
2.3.3.6.1 Control cultural .....	47
2.3.3.6.2 Control biológico .....	47
2.3.3.6.3 Control químico .....	48
2.3.4 Trips ( <i>Thrips</i> spp.) .....	48
2.3.4.1 Generalidades .....	48
2.3.4.2 Origen .....	49
2.3.4.3 Distribución geográfica .....	49
2.3.4.4 Importancia .....	49
2.3.4.5 Clasificación taxonómica .....	49
2.3.4.6 Hospederas .....	50
2.3.4.7 Ciclo biológico .....	50
2.3.4.7.1 Huevo .....	50
2.3.4.7.2 Ninfa .....	50
2.3.4.7.3 Adulto .....	50
2.3.4.8 Hábitos y daños .....	51
2.3.4.9 Niveles críticos .....	52
2.3.4.10 Muestreo .....	52
2.3.4.11 Estrategias de manejo .....	53
2.3.4.11.1 Control cultural .....	53
2.3.4.11.2 Control biológico .....	53
2.3.4.11.3 Control químico .....	54
2.3.4.11.4 Control integral .....	54

<b>3. MATERIALES Y MÉTODO .....</b>	<b>55</b>
<b>3.1 Localización del sitio experimental .....</b>	<b>55</b>
<b>3.2 Semilla .....</b>	<b>55</b>
<b>3.3 Organismo plaga .....</b>	<b>55</b>
<b>3.4 Diseño experimental .....</b>	<b>56</b>
<b>3.5 Tratamientos .....</b>	<b>56</b>
<b>3.5.1 Manejo con insecticidas químicos patentados .....</b>	<b>58</b>
<b>3.5.2 Manejo con insecticidas químicos genéricos .....</b>	<b>59</b>
<b>3.5.3 Manejo con insecticidas biológico-orgánicos .....</b>	<b>60</b>
<b>3.5.4 Manejo convencional por el productor .....</b>	<b>60</b>
<b>3.5.5 Testigo absoluto .....</b>	<b>61</b>
<b>3.6 Evaluación de los tratamientos.....</b>	<b>61</b>
<b>3.7 Variables evaluadas .....</b>	<b>62</b>
<b>3.7.1 Fluctuación población de adultos (mosca blanca, pulgones, paratrioza y trips), ninfas (mosca blanca y pulgones) y huevecillo (mosca blanca y paratrioza).....</b>	<b>62</b>
<b>3.7.1.1 Fluctuación poblacional de adultos .....</b>	<b>62</b>
<b>3.7.1.2 Fluctuación poblacional de ninfas .....</b>	<b>63</b>
<b>3.7.1.3 Fluctuación poblacional de huevecillos .....</b>	<b>63</b>
<b>3.7.2 Comportamiento temporal de los insectos plaga y eficacia de los tratamientos .....</b>	<b>63</b>
<b>3.7.3 Rendimiento .....</b>	<b>63</b>
<b>3.8 Análisis de datos .....</b>	<b>64</b>
<b>4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....</b>	<b>64</b>
<b>Fluctuación población de adultos (mosca blanca, pulgones, paratrioza y trips), ninfas (mosca blanca y pulgones) y huevecillo (mosca blanca y paratrioza)</b>	
<b>4.1 Fluctuación poblacional de adultos de mosquita blanca (<i>Bemisia</i> spp.) .....</b>	<b>64</b>
<b>4.2 Fluctuación poblacional de ninfas de mosquita blanca (<i>Bemisia</i> spp.) .....</b>	<b>65</b>
<b>4.3 Fluctuación poblacional de huevecillos de mosquita</b>	

	blanca ( <i>Bemisia</i> spp.) .....	66
4.4	Fluctuación poblacional de adultos de paratrioza ( <i>Bactericera cockerelli</i> ) .....	67
4.5	Fluctuación poblacional de ninfas de paratrioza ( <i>Bactericera cockerelli</i> ) .....	68
4.6	Fluctuación poblacional de huevecillos de paratrioza ( <i>Bactericera cockerelli</i> ) .....	69
4.7	Fluctuación poblacional de adultos de pulgones ( <i>Myzus</i> spp.) .....	70
4.8	Fluctuación poblacional de ninfas de pulgones ( <i>Myzus</i> spp.) .....	71
4.9	Fluctuación poblacional de adultos de trips ( <i>Thrips</i> spp.) .....	72
<b>Comportamiento temporal gráfico y eficacia de los tratamientos</b>		
4.10	Adultos de mosquita blanca ( <i>Bemisia</i> spp.) .....	73
4.11	Adultos de pulgones ( <i>Myzus</i> spp.) .....	75
4.12	Adultos de paratrioza ( <i>Bactericera cockerelli</i> ) .....	76
4.13	Adultos de trips ( <i>Thrips</i> spp.) .....	77
4.14	Ninfas de mosquita blanca ( <i>Bemisia</i> spp.) .....	78
4.15	Ninfas de pulgones ( <i>Myzus</i> spp.) .....	79
4.16	Ninfas de paratrioza ( <i>Bactericera cockerelle</i> ) .....	80
4.17	Huevecillos de mosquita blanca ( <i>Bemisia</i> spp.) .....	81
4.18	Huevecillos de paratrioza ( <i>Bactericera cockerelli</i> ) .....	82
4.19	Rendimiento .....	83
	4.19.1 Clasificación por tamaño de frutos de jitomate .....	85
5.	CONCLUSIONES .....	86
6.	LITERATURA CITADA .....	87
7.	ANEXOS .....	106

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Fluctuación poblacional de adultos de mosquita blanca ( <i>Bemisia</i> spp.) en cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos en el año 2011. -----	75
Figura 2. Fluctuación poblacional de adultos de pulgones ( <i>Myzus</i> spp.) en cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos en el año 2011. -----	76
Figura 3. Fluctuación poblacional de adultos de paratrioza ( <i>Bactericera cockerelli</i> ) en cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos en el año 2011. ---- -----	77
Figura 4. Fluctuación poblacional de adultos de trips ( <i>Thrips</i> spp.) en cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos en el año 2011. -----	78
Figura 5. Fluctuación poblacional de ninfas de mosquita blanca ( <i>Bemisia</i> spp.) en cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos en el año 2011. -----	79
Figura 6. Fluctuación poblacional de ninfas de pulgones ( <i>Myzus</i> spp.) en cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos en el año 2011. -----	80
Figura 7. Fluctuación poblacional de ninfas de paratrioza ( <i>Bactericera cockerelli</i> ) en cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos en el año 2011. --- -----	81
Figura 8. Fluctuación poblacional de huevecillos de mosquita blanca ( <i>Bemisia</i> spp.) en cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos en el año 2011. -----	82
Figura 9. Fluctuación poblacional de huevecillos de paratrioza ( <i>Bactericera cockerelli</i> ) en cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos en el año 2011. -----	83

## ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Productos, formulación y dosis autorizadas para el control químico de <i>Thrips</i> spp. en México.-----	54
Cuadro 2. Diseño de los tratamientos utilizados en el cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011. -----	56
Cuadro 3. Programa de aplicación de los tratamientos con insecticidas químicos patentados, genéricos y biológico-orgánicos contra los principales insectos plaga del jitomate (Mosca blanca: <i>Bemisia</i> spp., pulgones: <i>Myzus</i> spp., paratrioza: <i>Bactericera cockerelli</i> y trips: <i>Thrips</i> spp.), en Atlatlahucan, Morelos. 2011.-----	57
Cuadro 4. Tratamiento con insecticidas químicos patentados utilizados para el manejo de insectos plaga (mosca blanca: <i>Bemisia</i> spp., pulgones: <i>Myzus</i> spp., paratrioza: <i>Bactericera cockerelli</i> y trips: <i>Thrips</i> spp.) en el cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos. 2011. -----	58
Cuadro 5. Tratamiento con insecticidas químicos genéricos utilizados para el manejo de insectos plaga (mosca blanca: <i>Bemisia</i> spp., pulgones: <i>Myzus</i> spp., paratrioza: <i>Bactericera cockerelli</i> y trips: <i>Thrips</i> spp.) en el cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos. 2011.-----	59
Cuadro 6. Tratamiento con insecticidas biológico-orgánicos utilizados para el manejo de insectos plaga (mosca blanca: <i>Bemisia</i> spp., pulgones: <i>Myzus</i> spp., paratrioza: <i>Bactericera cockerelli</i> y trips: <i>Thrips</i> spp.) en el cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos. 2011.-----	60
Cuadro 7. Tratamiento convencional utilizado por el productor para el manejo de insectos plaga (mosca blanca: <i>Bemisia</i> spp., pulgones: <i>Myzus</i> spp., paratrioza: <i>Bactericera cockerelli</i> y trips: <i>Thrips</i> spp.) en el cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos. 2011.-----	61

Cuadro 8. Fechas de evaluaciones de todos los tratamientos para los insectos plaga (mosca blanca: *Bemisia* spp., pulgones: *Myzus* spp., paratrioza: *Bactericera cockerelli* y trips: *Thrips* spp.) en el cultivo de jitomate en Atlatlahucan, Morelos, 2011.-----62

Cuadro 9. Comportamiento temporal poblacional de adultos de mosquita blanca (*Bemisia* spp.) en plantas de jitomate manejadas con insecticidas químicos patentados, químicos genéricos, biológico-orgánicos, manejo convencional del productor y testigo absoluto a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011.-----65

Cuadro 10. Comportamiento temporal poblacional de ninfas de mosquita blanca (*Bemisia* spp.) en plantas de jitomate manejadas con insecticidas químicos patentados, químicos genéricos, biológico-orgánicos, manejo convencional del productor y testigo absoluto a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011.-----66

Cuadro 11. Comportamiento temporal poblacional de huevecillos de mosquita blanca (*Bemisia* spp.) en plantas de jitomate manejadas con insecticidas químicos patentados, químicos genéricos, biológico-orgánicos, manejo convencional del productor y testigo absoluto a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011.-----67

Cuadro 12. Comportamiento temporal poblacional de adultos de paratrioza (*Bactericera cockerelli*) en plantas de jitomate manejadas con insecticidas químicos patentados, químicos genéricos, biológico-orgánicos, manejo convencional del productor y testigo absoluto a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011.-----68

Cuadro 13. Comportamiento temporal poblacional de ninfas de paratrioza (*Bactericera cockerelli*) en plantas de jitomate manejadas con insecticidas químicos patentados, químicos genéricos, biológico-orgánicos, manejo convencional del productor y testigo absoluto a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011. -----69

Cuadro 14. Comportamiento temporal poblacional de huevecillos de paratrioza (*Bactericera cockerelli*) en plantas de jitomate manejadas con insecticidas químicos patentados, químicos genéricos, biológico-orgánicos, manejo convencional del productor y testigo absoluto a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011. -----70

Cuadro 15. Comportamiento temporal poblacional de adultos de pulgones (*Myzus* spp.) en plantas de jitomate manejadas con insecticidas químicos patentados, químicos genéricos, biológico-orgánicos, manejo convencional del productor y testigo absoluto a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011.-----  
-----71

Cuadro 16. Comportamiento temporal poblacional de ninfas de pulgones (*Myzus* spp.) en plantas de jitomate manejadas con insecticidas químicos patentados, químicos genéricos, biológico-orgánicos, manejo convencional del productor y testigo absoluto a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011.-----  
-----72

Cuadro 17. Comportamiento temporal poblacional de adultos de trips (*Thrips* spp.) en plantas de jitomate manejadas con insecticidas químicos patentados, químicos genéricos, biológico-orgánicos, manejo convencional del productor y testigo absoluto a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011.----- 73

Cuadro 18. Rendimiento de jitomate (*Lycopersicum esculentum*) bajo diferentes tratamientos de manejo y su agrupación con la prueba de Tukey ( $\alpha \leq 0.05$ ) a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos. 2011. -----84

Cuadro 19. Clasificación de tamaños de frutos de jitomate (*Lycopersicum esculentum*) obtenidos durante la investigación a campo abierto en Atlatlahucan, Morelo, 2011. -----85

**“Comportamiento temporal de insectos plaga y su manejo integral en cultivo de jitomate (*Lycopersicum esculentum* L.) a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos”.**

**G. Espinosa-Vásquez<sup>1</sup>; M. Acosta-Ramos<sup>2</sup>**

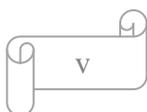
**RESUMEN**

Los objetivos planteados en esta investigación, fueron: determinar la fluctuación poblacional de los insectos plaga en el cultivo de jitomate (*Lycopersicum esculentum*) de julio a septiembre de 2011 manejado con insecticidas químicos patentados, químicos genéricos, biológico-orgánicos, convencional por el productor y sin aplicación; comparar la eficacia de los diferentes tratamientos con insecticidas: químicos patentados, genéricos, biológico-orgánicos, contra el manejo convencional del productor y el testigo absoluto, aplicados contra los insectos plaga más importantes en el cultivo de jitomate y comparar el rendimiento del cultivo de jitomate manejado en los diferentes tratamientos. Se confirmó estadísticamente, que la fluctuación poblacional de huevecillos, larvas, pupas y adultos de los insectos plaga fue menor en los tratamientos a base de insecticidas químicos patentados, genéricos y biológico-orgánicos, después de 9 aplicaciones, es decir, durante 71 días de manejo en campo, por lo que estos fueron los mejores tratamientos por mostrar las eficacias más altas de control que fluctuaron de la manera siguiente: 93.3%, 87.4% y 84.7% respectivamente, con Tukey ( $\alpha = 0.05$ ). El manejo con insecticidas químicos patentados logró un rendimiento de 6.97 kg.planta<sup>-1</sup> y/o 160.4 t.ha<sup>-1</sup>, le siguió el manejo con insecticidas químicos genéricos con 6.86 kg.planta<sup>-1</sup> y/o 157.7 t.ha<sup>-1</sup>, en tercer lugar quedó el manejo convencional del productor con un rendimiento de 6.84 kg.planta<sup>-1</sup> y/o 157.4 t.ha<sup>-1</sup> y al último el manejo con insecticidas biológico-orgánico con 6.36 kg.planta<sup>-1</sup> y/o 146.2 t.ha<sup>-1</sup>.

**Palabras clave:** insecticidas, eficacia, rendimiento y tratamientos.

<sup>1</sup> Tesista

<sup>2</sup> Director de tesis



**"Temporal behavior of insect pest and their integrated management on cultivation of tomato (*Lycopersicum esculentum* L.)" to open field in Atlatlahucan, Morelos".**

**G. Espinosa-Vásquez<sup>1</sup>; M. Acosta-Ramos<sup>2</sup>**

**ABSTRACT**

the objectives of this research were: determine the population fluctuation of insect pest in the cultivation of tomatoes (July to September 2011) managed with chemical insecticides, chemical-patented generic, biológico-organicos, conventional by the producer and without application; compare the effectiveness of different treatments with insecticide: patented, generic, biológico-organicos chemicals against the conventional management of the producer and the absolute control, applied against insect pests most important in the cultivation of tomato (*Lycopersicum esculentum*) and compare the performance of the cultivation of tomato handled in different treatments. Was statistically confirmed, population fluctuation of eggs, larvae, pupae and adults of the insect pest was lower in treatments based on chemical insecticides patented, generic and biológico-organicos, after 9 apps, i.e. during 71 days of field operation, these were the best treatments by showing the higher efficiencies of control that fluctuated as follows: 93.3%, 87.4% and 84.7% respectively, with Tukey ( $\alpha = 0.05$ ). With patented chemical insecticides management achieved a yield of 6.97 kg.plant<sup>-1</sup> and/or 160.4 t.ha<sup>-1</sup>, followed by the handling with generic chemical insecticides with 6.86 kg.plant<sup>-1</sup> and/or 157.7 t.ha<sup>-1</sup> in third place was the conventional management of the producer with a yield of 6.84 kg.plant<sup>-1</sup> and/or 157.4 t.ha<sup>-1</sup> and the last management with insecticides biológico-organico with 6.36 kg.plant<sup>-1</sup> and/or 146.2 t.ha<sup>-1</sup>.

Key words: insecticides, effectiveness, performance and treatments.

<sup>1</sup> Tesista

<sup>2</sup> Director of thesis

## 1. INTRODUCCIÓN

Según Serra (2006), la agricultura se desenvuelve en un ambiente de tensión, en que algunos se ocupan sólo por respuestas de tipo económico y, por el contrario, otros como los ecólogos, sugieren un desempeño sin que se afecten los recursos naturales y el medio ambiente. La Protección Vegetal es tan antigua como la agricultura. Los agricultores siempre han intentado minimizar las pérdidas causadas por plagas, aplicando métodos aparentemente efectivos dependiendo de su estado de conocimiento. Gracias al desarrollo, producción y aplicación de plaguicidas químicos, los agricultores disponen de un medio en muchos casos efectivo y mayormente también económico, para controlar plagas, enfermedades y malezas, por lo menos a corto plazo. Sin embargo, éstos agrotóxicos también encierran peligros y riesgos, los cuales se hacen evidentes mientras más prolongado e intensivamente son usados. Al agricultor hay que dotarlo de los conocimientos requeridos para limitar los riesgos de las técnicas modernas de producción para el medio ambiente antes de imponerles restricciones ecológicamente y económicamente sensatas. Dedicarse a la agricultura siguiendo estos principios, requiere de los conocimientos correspondientes, los cuales aún hacen falta, no solamente en países en vía de desarrollo. Una excepción constituye quizás el concepto del denominado “Manejo Integrado de Plagas” (MIP), que como antecesor de una “Agricultura Integrada” desde hace ya algunos años, inició una fase de reorientación a la protección vegetal, constituyéndose en la primera etapa del desarrollo de una “Agricultura Sostenible”.

El Manejo Integrado de Plagas (MIP) utiliza las estrategias culturales, biológicas y químicas más apropiadas a solucionar los problemas fitosanitarios en los cultivos. Las prácticas culturales se refieren al uso de variedades resistentes o tolerantes a las enfermedades, al uso de semillas o material vegetativo libre de enfermedades, a la utilización de prácticas adecuadas de riego, drenaje, fertilización, a la rotación de cultivos, etc. El control biológico involucra el uso de enemigos naturales para reducir poblaciones del patógeno a niveles mínimos aceptables. En el caso de las enfermedades existen investigaciones promisorias acerca de hongos y bacterias antagónicos para algunas de las enfermedades en tomate. En el control químico, la meta del MIP

es el uso inteligente y prudente de los plaguicidas, utilizándolo más seguro y más eficaz, disponible para una enfermedad en particular. Es importante minimizar el daño a los agentes de control biológico y al medio ambiente (Estay, 2001), por lo tanto se plantearon los siguientes objetivos:

## 1.1 OBJETIVOS

1. Determinar la fluctuación poblacional de los insectos plaga en el cultivo de jitomate (*Lycopersicum esculentum*) de julio a septiembre de 2011 manejado con insecticidas químicos patentados, químicos genéricos, biológico-orgánicos, convencional por el productor y sin aplicación.
2. Comparar la eficacia de los diferentes tratamientos con insecticidas: químicos patentados, químicos genéricos, biológico-orgánicos, contra el manejo convencional del productor y el testigo absoluto, aplicados contra los insectos plaga más importantes en el cultivo de jitomate (*Lycopersicum esculentum*).
3. Comparar el rendimiento del cultivo de jitomate (*Lycopersicum esculentum*) manejado con insecticidas químicos patentados, químicos genéricos, biológico-orgánicos, convencionalmente por el productor y sin aplicación.

## 1.2 HIPÓTESIS

- El manejo con insecticidas químicos patentados, químicos genéricos y biológico - orgánicos usados contra mosca blanca: *Bemisia* spp., pulgones: *Myzus* spp., paratrioza: *Bactericera cockerelli* y trips: *Thrips* spp.) en cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos mostrarán mejor efectividad biológica con respecto al testigo.
- Al menos una de las estrategias de manejo con insecticidas químicos patentados, químicos genéricos, biológico-orgánicos, convencional por el productor y sin aplicación, presentará una menor población de los insectos plaga, con respecto al testigo absoluto.
- Al menos una de las estrategias de manejo presentará mejor rendimiento en el cultivo de jitomate, con respecto al testigo absoluto.

## 2. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1 Generalidades del cultivo de jitomate (*Lycopersicon sculentum* Mill)

#### 2.1.1 Origen e historia

El origen del género *Lycopersicon* es la región andina que hoy comparten Colombia, Ecuador, Perú, Bolivia, y Chile; zona en la que el género muestra su mayor variación. Aunque se considera también que el antepasado más probable del jitomate es el jitomate silvestre (*Lycopersicon sculentum* var. *cerasiforme*) que crece espontáneamente en las regiones tropicales y subtropicales de América y se ha extendido a lo largo de los trópicos del Viejo Mundo (SAGARPA, 1995).

La llegada de los Españoles permitió la expansión de este producto al viejo continente, y de ahí a todo el mundo; de tal forma que hoy se puede encontrar entre los principales productores mundiales a E.U., China, Turquía, Italia e India (SAGARPA, 1995).

De acuerdo con Smith (1987), existen evidencias arqueológicas que demuestran que el tomatillo, una variedad del tomate, acida y de color verde, que aún se consume en México, fue usada como alimento desde épocas prehispánicas. Esto hace pensar que el tomate también fue cultivado y usado por los indígenas mesoamericanos desde antes de la llegada de los españoles. Es posible que después de la llegada de los españoles el tomate se cultivara y consumiera más que el tomatillo por su apariencia colorida y su mayor tiempo de vida después de ser cosechado. En todo caso, el tomate emigró a América Central por diversos medios. Los Mayas utilizaron la fruta para su consumo. El mismo autor indica que este es el antepasado directo de algunos tomates modernos cultivados. Los españoles distribuyeron el tomate a lo largo de sus colonias en el Caribe, después de la conquista de Sudamérica. También lo llevaron a Filipinas y por allí entro a los otros continentes. Actualmente forma parte de la dieta alimenticia de varias culturas en el mundo, gracias a su comercialización y difusión.

### 2.1.2 Clasificación taxonómica

De acuerdo con Soria (1993), el jitomate está clasificado de la manera siguiente:

**Reino:** Vegetal.

**Subreino:** Embriophyta.

**División:** Magnoliophyta.

**Clase:** Magnoliopsida.

**Subclase:** Asteridae.

**Orden:** Solanales.

**Familia:** Solanaceae.

**Género:** *Lycopersicum*.

**Especie:** *L. esculentum*.

### 2.1.3 Descripción botánica

Es una planta anual en su cultivo y puede ser semiperenne en regiones tropicales. Su sistema de raíces fibrosos y robusto, pudiendo llegar hasta 1.8 m. de profundidad. Los tallos son cilíndricos en plantas jóvenes y angulosas en plantas maduras; alcanzan alturas de 0.40 a 2.0., presentando un crecimiento simpódico. Las flores son bisexuales y se polinizan principalmente por medio del viento, sin necesidad de abejas, a menos que no haya viento p el aire este frio. La polinización ocurre cuando la temperatura en la noche es entre 13 y 24°C y la del día de 15.5 a 32°C. Si las temperaturas son más altas o más bajas, especialmente de noche, la polinización se dificulta (Lesur, 2006).

El racimo floral o inflorescencia está compuesto de varios ejes, cada uno de los cuales tiene una flor de color amarillo brillante. El cáliz y la corola están compuestos de cinco sépalos y cinco pétalos, respectivamente. La inflorescencia se forma a partir del 6° ó 7° nudo, y cada 1 ó 2 hojas se encuentran las flores en plantas de hábito determinado, y en las de hábito indeterminado se forman a partir del 7° ó 10° nudo y cada cuatro hojas. El fruto del tomate es una baya compuesta por varios lóculos, pudiendo constar desde dos (bilocular) hasta tres o más lóculos (multilocular); los cultivares comerciales

pertenece al tipo multilocular. El color más común del fruto es el rojo, pero existe amarillos, naranjas o verdes, siendo su diámetro comercial aproximado de 10 cm (Valadéz, 1989).

#### **2.1.4 Importancia del cultivo**

La aceptación que tiene el jitomate en las diversas culturas del mundo se evidencia por ser el segundo producto hortícola en el consumo mundial. Es un importante generador de divisas y de empleos para el país, ya que se estima que para la producción de 75,000 hectáreas, se emplean alrededor de 172,000 trabajadores de campo (FAO, 2004).

Se considera como una de las hortalizas más importantes que se cultivan a nivel comercial en el país. Las áreas de siembra dedicadas al cultivo del jitomate representan porcentajes importantes en los diversos estados productores de hortalizas. Sinaloa, estado productor de hortalizas por excelencia, actualmente dedica una superficie de 30 mil hectáreas (SIAP-SAGARPA, 2005).

La producción total mexicana de jitomate durante los últimos diez años (1996-2005) fue de 19 millones de toneladas, concentrándose el 70% de la producción en los estados de Sinaloa (39.9%), Baja California (14.7%), San Luis Potosí (7.9%) y Michoacán (6.7%). Así mismo se tuvo un rendimiento en el año 2004 de 1 527 754 toneladas (SIAP, SAGARPA 2005).

México ocupó el tercer lugar a nivel mundial como país exportador de jitomate, con volúmenes cercanos a las 600 mil toneladas anuales, la mayoría con destino a los Estados Unidos de América (SAGARPA, 2005).

La producción mexicana de jitomate durante los últimos diez años fue de 19 millones de toneladas con un rendimiento promedio de 25 toneladas por hectárea en una superficie sembrada cercana a las 80 mil hectáreas. Para el 2004, el total de la superficie sembrada fue de 6,811.50 hectáreas, de las cuales se tuvo una producción 43,079 toneladas, sobresaliendo los estados de Sinaloa, San Luis Potosí, Baja California y Michoacán (SAGARPA, 2005).

## 2.2 Insectos Plaga en cultivo de jitomate

### 2.2.1 Gusano alfiler: *Keiferia lycopersicella* (Walshingham)

#### 2.2.1.1 Clasificación taxonómica

Borrór (1976) establece la siguiente clasificación taxonómica:

**Phyllum:** Athropoda

**Clase:** Insecta

**Orden:** Lepidoptera

**Suborden:** Frenatae

**División:** Microlepidoptera

**Superfamilia:** Tineoidea

**Familia:** Gelechiidae

**Género:** *Keiferia*

**Especie:** *K. lycopersicella* (Walshingham)

#### 2.2.1.2 Distribución e importancia económica

Elmore (1943) hace un resumen acerca de la importancia económica y la distribución geográfica de esta plaga; la registra en nueve entidades federativas de los Estados Unidos de Norteamérica, en México, Hawaii, Perú y Haití. Según él, en California, Arizona, Nuevo México y Florida, el gusano alfiler aparecía en plantaciones de tomate que se sembraban bajo condiciones de campo; mientras que en los estados de Missouri, Mississipi, Virginia, Delaware y Pennsylvania, era más frecuente encontrarlo en plantaciones en condiciones de invernadero, pudiendo estimarse pérdidas de 34.2%. Agrega Elmore que en los E.U.A., se han hecho intercepciones de larvas de esta plaga en tomate proveniente de Cuba, Bahamas y Bermudas.

#### 2.2.1.3 Plantas hospederas

En México, después de Morril, muchos entomólogos registran al gusano alfiler causando daños severos en Sonora, Sinaloa, Tamaulipas y Morelos; entre otros, cabe citar a Murillo, que en 1954 lo registra en Sinaloa y Sonora, causando pérdidas de aproximadamente 78%; a Duarte (1956), quien lo

registra como plaga importante en el Valle de Culiacán. Treviño (1956) lo registra en Ciudad Mante, Tamaulipas, con pérdidas aproximadas de 35%; por último, Godínez en 1970 lo registra como plaga importante en el cultivo de tomate, en el estado de Morelos.

#### **2.2.1.4 Descripción morfológica**

##### **2.2.1.4.1 Huevecillo**

Es muy pequeño, mide aproximadamente 0.4 mm de longitud, tiene forma oval alargada, de color blanco amarillento y anaranjado grisáceo poco antes de eclosionar (Ayala, 1998).

##### **2.2.1.4.2 Larva**

En estado natural su color es variable, al principio amarillo claro o verde amarillento; posteriormente adquiere una coloración rosácea y finalmente gris azulado con manchas púrpura. En su máximo desarrollo mide alrededor de 8 mm de longitud, el escudo protorácico está dividido longitudinalmente y es muy característico, ya que es de coloración pálida en su mayor superficie y presenta un sombreado de color café en su parte posterior (Ayala, 1998).

##### **2.2.1.4.3 Pupa**

Es obtecta de color café amarillento a café oscuro y mide alrededor de 4 mm de longitud (Ayala, 1998).

##### **2.2.1.4.4 Adulto**

Es una pequeña palomilla alargada de color café grisáceo o café sucio, con manchas oscuras irregulares en las alas anteriores. Mide de 5 a 6 mm de longitud, con expansión alar de 9 a 12 mm. Presenta antenas filiformes casi del tamaño del cuerpo y palpos labiales largos y curvados hacia arriba (Ayala, 1998).

##### **2.2.1.5 Ciclo de vida**

Las primeras observaciones sobre el ciclo biológico corresponden a Elmore (1934) quienes además, describen, en forma general, su comportamiento en

California; según estos autores, las larvas recién nacidas, se alejan del sitio de nacimiento, e inmediatamente se introducen al mesófolio de las hojas y cálices o a los tallos recién formados, se alimentan ahí por un tiempo, para finalmente doblar la hoja y pupar en el suelo; hacen mención también, de que las minas de gusano alfiler son completamente diferentes a cualquier díptero. El mismo autor, en 1943, confirma lo dicho anteriormente y relaciona la duración del ciclo biológico con los cambios de temperatura.

### **2.2.1.6 Muestreo**

El registro semanal de las poblaciones del gusano alfiler desde el inicio del cultivo, facilita la detección de los lotes con problemas potenciales, facilitando con ello la aplicación de las medidas de control oportunamente, para evitar daños de importancia económica. En estos registros de debe incluir los trampeos de adultos, los muestreos de huevecillos y larvas en el follaje, más los daños en los frutos (Anaya *et al.*, 1992).

En Alajuela, Costa Rica, se compararon tres métodos de muestreo: aleatorio, sistemático y sistemático combinado con agregación. Se encontraron más larvas en el estrato superior medio o bajo. El daño a los frutos por larvas fue mayor en el estrato medio. El método sistemático combinado con agregación tuvo el mayor promedio de larvas en las hojas (Cubilo *et al.*, 1996).

#### **2.2.1.6.1 Huevecillos**

La determinación de huevecillos se determina muestreando el follaje de las plantas y de preferencia en el centro del campo. Este tipo de muestreo facilita la determinación del inicio de la infestación y distribución del insecto en el lote (Amaya, 1976).

#### **2.2.1.6.2 Larvas**

La población de larvas también se determina revisando las plantas de los mismos surcos, en donde se muestrean los huevecillos. El muestreo consiste en inspeccionar en cada surco una planta completa cada 10 m, para la presencia de larvas vivas. En el centro del campo se sugiere muestrear un

mínimo de 100 plantas. Los datos se registran como promedio de larvas/planta/surco/lado (Amaya, 1976).

### **2.2.1.6.3 Adultos**

La población de los adultos se determina con la ayuda de trampas con feromona, manteniendo datos de promedio de adultos/trampa/noche. Las trampas se deben colocar en los márgenes del campo a una distancia no mayor de 10 m de la orilla del campo. El número de trampas varía de acuerdo a la superficie del lote, sugiriéndose colocar una trampa por cada 10 hectáreas. La feromona deberá cambiarse cada tres semanas y la tapa inferior de la trampa por lo menos cada cuatro semanas, o cuando se considere necesario (Amaya, 1976).

### **2.2.1.7 Hábitos y daños**

Morril (1925) menciona que el gusano alfiler ataca con más severidad a los frutos que al follaje y que la larva invariablemente penetra tanto a los frutos como a los tallos recién formados y a las hojas, aunque estas se encuentren en fase avanzada de desarrollo; agrega además, que una vez en la galería, la larva cierra la entrada mediante una trampa de seda, y que aquella que penetra los frutos, rara vez se introduce más de dos centímetros. El daño que ocasiona al tomate, es el resultado de la alimentación de las larvas en las hojas, tallos y frutos. El daño inicial es ligero y aparece una pequeña mina en la hoja. Más tarde, el daño incluye un plegamiento de la hoja y un enlazamiento de estas. Las larvas maduras pueden abandonar la hoja y barrenar el fruto, dejando un pequeño agujero.

#### **2.2.1.7.1 Daños en frutos**

Consiste en inspeccionar los frutos en las plantas. Se sugiere tomar un fruto al azar cada 5 m. en el centro del campo se colecta un mínimo de 100 frutos, cruzando el campo en forma diagonal. Los datos se registran en porcentajes de frutos dañados/surco/lado (Anaya *et al.*, 1992).

### **2.2.1.8 Medidas de control**

Como las infestaciones frecuentemente resultan de un embarque de gusano alfiler en los contenedores de los frutos, en el embalaje de frutos infestados o plántulas, y de las poblaciones perpetuadas de las plantas dejadas en el campo, después de la cosecha se deben tomar o seguir varias medidas sanitarias (Poe, 1973). Las precauciones incluyen el uso de plántulas que estén libres de huevecillos y larvas, cuando se establezcan en el campo y la destrucción de todas las plantas en el campo después de la cosecha.

Las poblaciones pueden ser controladas al principio, durante el primer o segundo instares larvales, con varios insecticidas recomendados (Poe, 1973); sin embargo, el tercer y cuarto instares están protegidos por los pliegues de las hojas o por el fruto. Consecuentemente, el control químico es de gran importancia, por lo que se sugieren observaciones en campo para detectar las minas del gusano alfiler.

#### **2.2.1.8.1 Prácticas culturales**

Inmediatamente después del último corte se debe destruir las plantas y barbechar, a fin de evitar que continúe la reproducción de la plaga. El periodo de siembra debe ser corto, con el objeto de que la cosecha sea uniforme y de esta forma evitar mayor número de generaciones del insecto (Ayala, 1998).

#### **2.2.1.8.2 Control biológico**

El gusano alfiler cuenta con decenas de enemigos naturales, entre los cuales se mencionan: *Trichogramma* spp., *Apanteles* spp., *Angitia.*, *Chelonus.*, *Microbracon* spp. La avispa *Trichogramma praetiosum* (Riley), parasitoide de huevecillos de gusanos alfiler registrando (Ayala, 1998).

La avispa hembra *Trichogramma* deposita un huevecillo dentro del huevecillo de *K. lycopersicella*, utilizando como huésped, ahí completa todo su ciclo. Los endoparasitoides más importantes son *Apanteles scutellaris* y *Pseudopanteles dignus*, aunque se registra el ectoparasitoide *Parahormius* spp. La avispa hembra de los endoparasitoides depositan un huevecillo generalmente en larvas del segundo instar del gusano alfiler, aquí el parasitoide completa su

ciclo larval, cuando la larva de *K. lycopersicella* alcanza el cuarto instar. La larva madura de parasitoide emerge al hacer una perforación en la región abdominal de la larva del gusano alfiler, provocando con ello su muerte, inmediatamente después, la larva del parasitoide teje un capullo, del cual posteriormente emerge una avispa para repetir el ciclo. La larva parasitada continúa alimentándose en el fruto, en donde es posible encontrar los capullos del parasitoide adheridos, resultando con ello en una depreciación en la calidad del fruto, ya sea para exportación o para la industria (Anaya *et al.*, 1992).

#### **2.2.1.8.3 Uso de feromonas**

Las feromonas sintéticas utilizadas como un método de confusión en el apareamiento del gusano alfiler son efectivas en el combate de este insecto. Al distribuir las feromonas sintéticas en el campo, se evita el apareamiento normal de los adultos y con ello se interrumpe su reproducción y consecuentemente el daño en el cultivo. El uso de feromonas debe restringirse a los lotes aislados, o bien, formar áreas compactas con grupos de agricultores en donde todos utilicen las feromonas. De lo contrario, el lote aplicado con feromonas estará sujeto a la invasión de hembras grávidas provenientes de los lotes adyacentes sin aplicación, y su uso puede resultar poco efectivo (Anaya *et al.*, 1992).

#### **2.2.1.8.4 Control legal**

La destrucción oportuna de las socas y de los lotes de tomates abandonados. En estos lotes de tomate fresco, cuya destrucción de la soca se dificulta por el sistema de producción en estacado, se sugiere el uso de herbicida glifosato, para secar la planta y con ello suspender la reproducción del insecto. El establecimiento de un periodo libre del cultivo durante el verano que comprenden los meses de mayo, junio, julio y agosto, sin que haya trasplantes en el campo durante ese periodo. Con esto se logra romper el ciclo reproductivo del insecto. La limpieza de los canales de riego y los drenes para tenerlos libres de maleza y con ello evitar la reproducción continua del insecto es estos sitios (Anaya, *et al.*, 1992).

#### **2.2.1.8.5 Control químico**

El insecticida selectivo a base de abamectina es un producto efectivo para controlar larvas de gusano alfiler, a una dosis de 20 g de i.a/ha, cuando se haya alcanzado el umbral económico de 0.25 larvas/plantas en tomate fresco y 0.5 larvas/planta en tomate industrial. Este insecto adquiere resistencia a los insecticidas de manera muy rápida (Anaya *et al.*, 1992).

### **2.2.2 Gusano soldado: *Spodoptera exigua* (Hubner)**

#### **2.2.2.1 Ubicación taxonómica**

**Clase:** Insecta

**Orden:** Lepidoptera

**División:** Macrolepidoptera

**Familia:** Noctuidae

**Género:** *Spodoptera*

**Especie:** *S. exigua* (Hubner)

#### **2.2.2.2 Distribución e importancia económica**

El gusano soldado o quelitero, es una plaga cosmopolita conocida en la mayor parte del mundo, excepto en Sudamérica, que ataca a más de 60 especies vegetales de importancia económica pertenecientes a 23 familias botánicas (Brown y Dewhurst, 1975).

Este insecto es la segunda plaga de importancia económica en las regiones de Sinaloa, reproduciéndose en otros cultivos como trigo, sorgo, soya y alfalfa (Anaya *et al.*, 1992).

#### **2.2.2.3 Hospederas**

En Estados Unidos de Norteamérica ataca al algodnero, soya, cacahuete, crisantemo y otras ornamentales. En México es una plaga importante en tomate, algodnero, tomate de cáscara, cártemo, melón, chícharo, papa, cucurbitáceas, brasicáceas, frijol, garbanzo, soya, ajonjolí, chile, tabaco, y en alfalfa (Amaya, 1976).

Algunas malezas como la verdolaga, chiquelite y el *Amarantus*, son hospederos alternantes del gusano soldado, la larva se alimenta del follaje y las plantas florales; exhibe una marcada preferencia por estas malezas respecto la planta del tomate (Anaya *et al.*, 1992).

#### **2.2.2.4 Descripción morfológica**

Amaya (1976), así como Solís y Ayala (1998), describen morfológicamente a *Spodoptera exigua* (Hubner) de la siguiente manera.

##### **2.2.2.4.1 Huevecillo**

De color verde pálido y de forma esférica; son depositados en el envés de las hojas en grupos de 80 huevecillos como promedio, quedando cubiertos por un material algodonoso de color blanco.

##### **2.2.2.4.2 Larva**

De color verde con una franja longitudinal verde más oscura a cada lado del cuerpo, y con dos manchitas negras (una cada lado) en la región pleural del segundo segmento torácico. Su cuerpo es liso, no presenta microespinas. Cuando la larva está completamente desarrollada, mide aproximadamente 2.5 cm de longitud. El centro de los espiráculos es de color blanco.

##### **2.2.2.4.3 Pupa**

Es de tipo obtecta, de color café rojizo y se encuentra dentro del suelo.

##### **2.2.2.4.4 Adulto**

Es una palomilla de color café grisáceo, que mide aproximadamente 1.5 cm de largo y 3 cm de expansión alar. En el centro de las alas anteriores cerca del margen costal, posee una manchita casi circular de color pálido; además las alas anteriores presentan dos bandas transversales en zigzag de color pálido. Las alas posteriores son de color claro con venación oscura.

### **2.2.2.5 Ciclo biológico y hábitos**

El adulto es de hábitos nocturnos y la hembra deposita los huevecillos en grupos de 100 o más, cubriéndolos con escamas de las hembras. Esta condición limita la acción de los parasitoides de huevecillos. Al emerger las larvas inicialmente se alimentan en grupos junto al sitio de emergencia, para gradualmente dispersarse a medida que se desarrollan. Las larvas recién emergidas esquelitizan la hoja y generalmente tejen una “telaraña” alrededor del sitio donde se alimentan. Los siguientes ínstares hacen perforaciones irregulares en las hojas. Las larvas generalmente no se alimentan del fruto hasta el tercer o cuarto ínstares, pero en algunos casos, especialmente en las etapas tardías, las larvas dañan el fruto inmediatamente a su emergencia. La larva pasa por cinco o seis ínstares, para posteriormente dejar la planta y pasar al suelo, donde se transforma en pupa, de la cual emergen los adultos, para repetir el ciclo, que se completa en aproximadamente 30 días (Anaya *et al.*, 1992).

### **2.2.2.6 Daños**

El daño en el fruto consiste en mordiscos superficiales que se secan al madurar del fruto. Ocasionalmente las larvas recién emergidas penetran el fruto y ocasionan un daño similar al de gusano del fruto. En tomate industrial que tienen el alto contenido de sólidos, se observan perforaciones profundas secas sin residuos; a diferencia del daño por gusano del fruto que está acompañado de residuos fecales y en estado líquido. Esta diferencia radica en que únicamente la parte anterior de la larva del gusano soldado está dentro del fruto. Una larva generalmente daña más de un fruto. El daño en el follaje es de menor importancia económica (Anaya *et al.*, 1992).

### **2.2.2.7 Muestreo**

Los registros semanales permiten conocer la dinámica poblacional del insecto y con ello aplicar oportunamente las acciones necesarias para su control. El umbral económico para el gusano soldado es de 0.5 larvas/planta; sin embargo, este umbral debe disminuirse en siembras tardías, en la zona noroeste del país (enero-marzo), porque la planta se desarrolla menos (Anónimo, 1994).

El muestreo consiste en inspeccionar plantas completas de tomate, por la presencia de grupos de huevecillos y larvas. Los datos se obtienen al inspeccionar las mismas plantas que se muestrean para el gusano alfiler en el centro de campo. Los datos se registran en forma individual para obtener información de larvas promedio/planta. El periodo crítico para registrar este insecto, es a partir de la etapa de formación de frutos en adelante. El daño en el fruto se determina al examinar 100 plantas al azar de las mismas plantas que se utilizan para muestrear larvas y grupos de huevecillos (Anaya *et al.*, 1992).

## **2.2.2.8 Métodos de control**

### **2.2.2.8.1 Control biológico**

Hasta la fecha no se han encontrado parasitoides eficientes de huevecillos de gusano soldado, ya que al estar cubiertos por las escamas de las hembras, están protegidos contra la acción de avispidas como *Trichogramma*. Las larvas son más susceptibles al ataque de enemigos naturales que son abundantes, pues se han identificado en virus de la poliedrosis nuclear (VPN) y seis parasitoides (Anaya *et al.*, 1992).

La poliedrosis es el factor de mortalidad más importante que contribuye sustancialmente a controlar las poblaciones de este insecto. En el ciclo del cultivo se presentan varias epizootias (mortalidad de larvas mayor de 80%), en los meses de febrero, marzo y abril (Anaya *et al.*, 1992).

Los parasitoides registrados son: los braconidos *Cortesia marginiventris* (Cresson), *Meteorus laphygmae* Viereck y *Chelonus insularis* Cresson; los ichneumonidos *Pristomerus spinator* (F.) y *Campoletis flavicineta* (Ashmead); así como un taquínido *Lespesia* sp. el parasitismo por este grupo en las etapas tempranas, es relativamente bajo, y se incrementa a medida que avanza el cultivo, hasta alcanzar un 60% en los meses de marzo, abril y mayo. La acción conjunta de los parasitoides y la poliedrosis reducen las poblaciones de gusano soldado a niveles no dañinos hasta antes de que la planta de tomate inicie la fructificación. A partir de esta etapa y debido a que las larvas aun parasitadas

se alimentan de los frutos, es necesario prevenir este daño mediante aplicaciones de insecticidas selectivos (Anaya *et al.*,1992).

#### **2.2.2.8.2 Control químico**

Se sugiere tentativamente que a partir de la etapa de fructificación en adelante, cuando se encuentren un promedio de 0.25 larvas/planta, es necesario utilizar productos químicos para su control. Los productos pueden ser insecticidas selectivos a base de *Bacillus thuringiensis* como el Javelin®, o bien, un insecticida de amplio espectro. Para obtener un control efectivo es recomendable aplicar los insecticidas cuando las larvas se encuentran en los primeros instares (Anaya *et al.*, 1992).

### **2.2.3 Trips del cogollo: *Frankliniella occidentalis* (Pergande)**

#### **2.2.3.1 Ubicación taxonómica**

**Clase:** Insecta

**Orden:** Thysanoptera

**Familia:** Thripidae

**Subfamilia:** Thripinae

**Género:** *Frankliniella*

**Especie:** *F. occidentalis* (Pergande)

#### **2.2.3.2 Distribución e importancia económica**

Esta plaga se considera importante ya que una gran cantidad se alimenta de diferentes tipos de plantas; atacando flores, hojas, frutos, ramas y yemas y destruyendo células; excepto de las raíces; en general tiene una marcada preferencia por los tejidos tiernos de rápido crecimiento, sobre los cuales se concentran (Lewis, 1973). Algunos son vectores de enfermedades virales. En los cultivos ornamentales reduce el valor directamente deformando y decolorando las flores, además causa senescencia prematura (Pérez, 2002). Los trips son pequeños de 0.4 a 1.5 mm que son de amplia distribución a través del mundo, en hábitats que van desde árboles, prados y matorrales, hasta especies cultivadas y flores (Lewis, 1973).

El VMVT es el único virus transmitido por trips en forma circulativa persistente (Sakimura, 1962). Se sospecha que el mecanismo fundamental de transmisión de estos virus gira alrededor de la hipótesis de que las partículas de polen infectadas hacen contacto con los estiletes de los trips cuando estos se están alimentando y es así como se infectan (Greber *et al.*, 1991).

Por la importancia que tienen los trips en la transmisión de virus se han realizado varias investigaciones que permiten conocer más profundamente el comportamiento, morfología, inervación y función de las estructuras alimenticias de los trips (Hunter *et al.*, 1992).

### **2.2.3.3 Hospederas**

Según Bautista (2006), *Thrips tabaci* Lindeman tiene como hospederas al jitomate, cebolla, ajo, algodón, brócoli, frijol, tabaco y tomate de cascara. Se distribuye en todas las zonas productoras de jitomate y cebolla. Esta especie de trips es cosmopolita, localizándose en varios estados de México como Baja California, Baja California Sur, Campeche, Chihuahua, Colima, Guanajuato, Jalisco, Querétaro, San Luis Potosí, Sinaloa y Zacatecas.

### **2.2.3.4 Descripción morfológica**

#### **2.2.3.4.1 Huevecillos y ninfas**

Presentan forma de riñón (reniformes); mientras que las ninfas son parecidas a los adultos. Estas pasan por cuatro instares, los dos primeros son muy activos, el tercero tiene poca actividad y el cuarto instar es inactivo, por lo que se conoce como “pupa” (Ayala, 1998).

#### **2.2.3.4.2 Adulto**

Los adultos de *Frankliniella* spp., miden aproximadamente 1.5 mm de longitud; muestran una coloración amarilla pajiza, su cuerpo es alargado, con alas angostas que a su vez, presenta flecos de pelos a su alrededor (Cervantes, 1998).

### **2.2.3.5 Ciclo biológico**

La especie *Trips tabaci* se reproduce generalmente por patogénesis, el ciclo de vida dura aproximadamente entre 14 y 25 días; los huevecillos eclosionan entre 3 y 7 días, son depositados en muescas cortadas en el envés de las hojas en grupos de 100 a 500 y son cubiertos por una secreción (Cervantes, 1998).

Durante el verano estos insectos tienen un ciclo de vida alrededor de dos semanas (Anaya *et al.*, 1992).

### **2.2.3.6 Daños**

Los trips pueden alimentarse de cualquier parte de la planta, pero en general prefieren los tejidos tiernos de crecimiento rápido, sobre los cuales se concentran; por ello es común observarlos principalmente sobre tallos jóvenes, yemas terminales y frutos pequeños (Quintanilla, 1980).

Muchas especies de trips se conocen como insectos que causan importantes daños directos a las plantas como resultado de su alimentación también daños indirectos como vectores de patógenos a las plantas (Cho *et al.*, 1984; Mau *et al.*, 1991). El virus manchado de la marchitez del tomate (VMMT), el virus rayado del tabaco (TSV) y el virus del moteado clorótico del maíz (MCMV), aparentemente son los únicos virus de plantas transmitidos por trips; aunque algunas evidencias recientes demuestran que están involucrados en la transmisión del virus anillado necrótico del ciruelo y del virus del enanismo del ciruelo (Ullman *et al.*, 1992).

Casi siempre las plantas sobreviven al ataque, pero el daño de las hojas, frutos o semillas retarda el crecimiento e incide desfavorablemente sobre el rendimiento final del cultivo; las hojas jóvenes afectadas prosiguen su desarrollo, pero crecen deformadas (Quintanilla, 1980).

### **2.2.3.7 Medidas de control**

Generalmente los trips no se necesitan combatir químicamente bajo condiciones de humedad suficiente en el suelo, puesto que sus enemigos

naturales, entre los que destacan las chinche *Orius* spp., mantiene en poblaciones que no representan problema económico (Nelson, 1994).

#### **2.2.3.7.1 Prácticas culturales**

Este tipo de control incluye las acciones operativas realizadas durante el proceso de producción del cultivo; entre estas actividades se realizan, por ejemplo, eliminación de malezas o plantas que puedan servir como reservorio de las plagas, eliminar residuos de cosecha, etc. (Ortega, 2002). Como prácticas más importantes son la destrucción de focos de infestación, destruyendo las plantas viejas, inmediatamente después del último corte, y las plantas hospederas, al menos en los márgenes del cultivo y lotes adyacentes (Anónimo, 2008a)

Para un manejo cultural de trips se recomienda el barbecho de los campos con la rotación de otros cultivos no hospederos, un buen manejo y control de malezas en y alrededor del campo cultivado (Pérez, 2002).

#### **2.2.3.7.2 Control mecánico**

Dentro de este tipo de control se incluye la utilización de trampas atrayentes de luz de color, las barreras físicas, entre otros. Por ejemplo, para realizar un muestreo de trips, Huerta (2000), recomienda las trampas cilíndricas de color azul rey impregnadas con pegamento. También es posible utilizar cinturones o cintas anchas de plástico de color amarillo, azul rey o blanco, impregnadas también con pegamento para atrapar trips o mosquita blanca.

Ortega (2002), considera una alternativa, usar trampas de colores para que los insectos que queden atrapados ya no causen daño, además se puede cuantificar la población de insectos. Además menciona que las trampas a utilizar pueden ser bolsas plásticas botes u otros objetos pintados de amarillo, a los cuales se les puede untar grasa de carro, aceite, baba de nopal o cualquier pegamento para capturar insectos. Dichas trampas deben colocarse contra el viento en diferentes partes del terreno, alrededor y entre las plantas, siempre a la altura del cultivo y a distancia no mayor de 10 m entre ellas.

### 2.2.3.7.3 Control biológico

Según Huerta y Chavarin (2002), como organismos parasitoides de los trips se encuentra a *Thripobius semiluteus*, y como organismos depredadores *Amblyseius cucumeris*, *Hipoaspis* (=Stratiolaelaps) *miles*, *Iphiseius* (=Amblyseius) *degenerans*, *Orius insidiosus*, *Orius laevigatus* y *Scolothrips sexmaculatus*. Respecto al control microbial, indican que se puede utilizar el hongo entomopatogeno *Beauveria bassiana*.

En años anteriores se describió a *Tetrastichus triozae* como parasitoide de *B. cockerelli*, pero según estudios de Pletsch (1947) citado por Kikushima (2005) indica que esta avispa solo parasita ninfas del cuarto y quinto instar, considerado que las ninfas de los primeros instares ya causaron graves daños. El Comité Estatal de Sanidad Vegetal del Distrito Federal (CESAVEDF) (Anónimo, 2008a) menciona a *Tramarixia triozae* como principal parasitoide de ninfas y como entomopatogenos se consideran los hongos *Metarhizium anisopliae* y *Beauveria bassiana*.

Existen diversas especies de insectos depredadores de trips, tales como ácaros de la familia phytoseiidea, por ejemplo el acaro *Amblyseius cucumeris* el cual es usado satisfactoriamente en muchas partes del mundo, chinches de genero *Orius* spp. Que han sido usadas en varios cultivos con resultados positivos (Parreala, 1995). También existen otros enemigos naturales como coleópteros, coccinélidos, estafilínidos, dípteros cecidomidos, himenópteros y arañas (Loera, 2007).

### 2.2.3.7.4 Manejo químico

De manera general el umbral económico es de 10 a 20 trips/planta. Para el combate químico se pueden utilizar los siguientes insecticidas: monocrotofós, dimetoato, carbofuran, carbalario, diazinón, endosulfan, malatión, metomilo, azinfos, metílico, oxidemetón metílico, acefate, cipermetrina, deltametrina: aplicándolos a intervalos de 7 a 15 días (Lagunes y Rodríguez, 1998).

## 2.2.4 Minador de la hoja: *Liriomyza* spp.

### 2.2.4.1 Ubicación taxonómica

**Clase:** Insecta

**Orden:** Díptera

**Suborden:** Cyclorrhapha

**Infraorden:** Muscomorpha

**División:** Schizophora (Sección Acaliptratae)

**Familia:** Agromyzidae

**Género:** *Liriomyza*

### 2.2.4.2 Distribución geográfica

Anaya (1992) menciona que este insecto se encuentra distribuido en:

África: Zimbabwe;

Norteamérica: Canadá (bajo invernadero en Ontario), México (se menciona pero sin confirmar), Estados Unidos (Hawaii, áreas exteriores en los Estados de sur y oriente, bajo invernadero en Ohio, Maryland, y Pennsylvania).

Centroamérica y el Caribe: Antigua y Bermudas, Bahamas, Barbados, Costa Rica, Cuba, República Dominicana, Guadalupe, Jamaica, Martinica, Montserrat, Panamá, Puerto Rico, St. Kitts y Nevis, Sta. Lucía, San Vicente, Granadinas, Trinidad y Tobago.

Sudamérica: Argentina, Brasil, Chile, Colombia, Guayana Francesa, Perú, Venezuela.

Oceanía: Islas Cook, Polinesia, Francesa, Guam, Nueva Caledonia, Islas Marianas del Norte, Vanuatu.

### 2.2.4.3 Importancia económica

En Canadá, los Agromyzidae de mayor importancia pertenecen a los géneros *Liriomyza*, *Agromyza* y *Phytomyza*, debido a que atacan hortalizas, cereales y ornamentales, respectivamente (Spencer, 1969).

Paraella (1987) presenta un análisis del impacto de los minadores de las hojas y considera que los principales daños y pérdidas a cultivos se presentan en seis formas diferentes, tales como:

- a) Vectores de enfermedades,
- b) Destrucción de plántulas,
- c) Reducción de rendimiento en campo,
- d) Defoliación acelerada,
- e) Reducción de valor estético de plantas ornamentales, y
- f) Por causar que algunas plantas sean cuarentenadas.

Como vectores de enfermedades se considera que las hembras *Liriomyza* pueden tener importancia, especialmente en el caso del virus, debido al daño mecánico que hacen con el ovipositor. No se menciona que puedan ser transmisores de enfermedades fungosas y bacterianas. Existe un caso documentado de la transferencia de polivirus por *L. sativae* (Zitter y Tsai, 1980).

Las larvas de *Liriomyza* pueden causar daños severos a las plántulas. *L. huidobrensis* se menciona que ocasiona la muerte de plantas jóvenes de alfalfa (Spencer y Stegmaier, 1973). Por otra parte, la reducción de rendimiento en campo es evidente en altas infestaciones, pues estas causan defoliación y reducen la capacidad fotosintética de la planta. En este sentido, la caída de hojas puede ser particularmente significativa en tomate, pues ocasionan manchas o quemaduras del sol en los frutos (Parrella, 1983).

En relación a la reducción de rendimiento en los cultivos, se han demostrado que los tomates de invernadero puede tolerar altos niveles de daños por *Liriomyza sativae*, sin sufrir pérdidas apreciables en su rendimiento (Lindquist, 1974); mientras que, *L. bryoniae* puede causar pérdidas significativas de

rendimiento cuando se incrementa la actividad minadora en etapas de desarrollo de frutos de tomate (Parrella, 1987).

#### 2.2.4.4 Hospederas

Spencer (1969) menciona que la mayoría de las especies de *Liriomyza* son minadores de las hojas, pero una de ellas, *L. angulicornis*, forma minas de tallos. El tipo de género, *L. urophorina* y algunas de las otras especies conocidas en Europa se alimentan solo de semillas; se han registrado 35 especies como barrenadores de tallos. Un ejemplo típico de especialización en la infestación de hospederos es el caso de *L. graminaceae*, especie que ha modificado su ovipositor para facilitar la oviposición en plantas de la familia Poaceae.

En Canadá, los hospederos preferidos son la familia Asteraceae, de la cual se han registrado 16 especies como hospederas de *Liriomyza*, seguida por Fabaceae con siete especies. Otras familias en las que se conocen hospederos son Acanthaceae (una especie), Asclepiaceae (dos), Brassicaceae (una), Lamiaceae (una), Saxifragaceae (una) y Solanaceae (una) (Spencer, 1969).

La mayoría de las especies tienen hospederas específicos, tal como *L. asclepiadis* en *Asclepias* y *L. stacyos* en *Stachys*. la mayoría son oligófagos, alimentándose de uno o más géneros en la misma familia de plantas, aunque tres especies de *Liriomyza*, a saber, *L. huidobrensis*, *L. sativae* y *L. trifolii* se consideran verdaderamente polífagas y se alimentan de un número de familias de plantas no relacionadas entre sí. Estas especies se consideran las plagas más serias del género, debido a que atacan un amplio rango de cultivos (Spencer, 1969).

Aun cuando los Agromyzidae se consideran monófagos, esto es, que su elección de hospederos se limita a ciertas especies de plantas de un género, la monofagia estricta (una sola especie vegetal) es muy rara. No obstante, un gran número de Agromyzidae son oligófagos, en otras palabras, se alimentan indistintamente de plantas de diversos géneros, pero dentro de la misma familia

de plantas. Existen muy pocas especies realmente polífagas, de las cuales en Canadá solo existen *L. sorosis* y *L. trifolii* (Spencer, 1969).

#### **2.2.4.5 Descripción morfológica**

##### **2.2.4.5.1 Huevecillos**

Los huevecillos son depositados en el envés de las hojas en forma individual se han detectado en plantas cultivadas y silvestres (Solís y Ayala, 1998).

##### **2.2.4.5.2 Larva**

Es cilíndrica, con ocho segmentos abdominales diferenciados. Mide de 3 a 4 mm, ligeramente curvada, las partes bucales consisten de dos ganchos negros, curvados y dentados. Los espiráculos protorácicos se presentan como protuberancias elevadas y localizadas en la parte final caudal adyacente al dorsomesón, cada uno consintiendo de tres proyecciones terminando en pequeñas aberturas (Solís y Ayala, 1998).

##### **2.2.4.5.3 Pupa**

Es cuartata (pupario) de color amarillo al principio, posteriormente de color café. Mide de 2 a 3 mm de longitud. Dorsalmente presenta el sifón respiratorio (Solís y Ayala, 1998).

##### **2.2.4.5.4 Adulto**

Los dípteros braquíceros se caracterizan por presentar las setas postcrales divergentes, las genas con vibrisas, el cípeo grande y expuesto, probóscide corta y palpos pequeños; primer artejo de flagelo redondeado o alargado, la arista corta y glabra, la vena cruzada radio-mediana presente y la primera vena alar no alcanza el margen alar (Anaya *et al.*, 1992).

Generalmente presenta cinco bandas transversales oscuras en el dorso del abdomen. Presenta antena aristada, vibrisas orales presentes y cerdas posverticales divergentes (Solís y Ayala, 1998).

#### **2.2.4.5.5 Daños**

El principal daño lo ocasionan las larvas, que se desarrollan en los tejidos foliares, en tallos, semillas y raíces, en donde excavan túneles o minas. La forma de estas minas pueden llegar a ser específicas, dentro de patrones lineales, serpentiformes, circulares, ovaladas, alargadas o ramificadas, que solo afectan ciertas partes del perénquima. Mina las hojas y provoca ocasionalmente la muerte y caída de las mismas cuando alcanza densidades muy altas. Los frutos expuestos al sol pueden aparecer lesionados, con lo que se pueden presentar pérdidas económicas de consideración (Anaya *et al.*, 1992).

### **2.3 PRINCIPALES INSECTOS PLAGA ENCONTRADOS DURANTE LA PRESENTE INVESTIGACIÓN**

#### **2.3.1 Paratrioza: *Bactericera cockerelli* Sulc**

##### **2.3.1.1 Ubicación taxonómica de *Bactericera cockerelli* Sulc.**

La familia está constituida por 180 géneros y alrededor de 1500 especies; presentan un aparato bucal tipo chupador, se alimentan de los tejidos del floema, exclusivamente de la savia de las plantas, a las cuales pueden inyectar una toxina que causa efectos temporales en algunas plantas (Richards, 1928; citado por Aviles *et al.*, 2002) o ser vector de patógenos causantes de enfermedades (McLarty, 1948; citado por Avilés *et al.*, 2002).

De acuerdo con Domínguez (2000), la ubicación taxonómica de este insecto es como sigue:

**Phylum:** Artrópoda.

**Clase:** Insecta

**Orden:** Homóptera.

**Suborden:** Sternorrhyncha.

**Superfamilia:** Psylloidea

**Familia:** Psillidae o Chermidae.

**Género:** *Bactericera*

**Especie:** *B. cockerelli* (Sulc)

### 2.3.1.2 Origen y distribución

Este insecto fue descubierto por primera vez en Estados Unidos por Cockerell, en el Estado de Colorado, y para su reconocimiento Sulc la bautizo científicamente como *Trioza cockerelli*, aunque más tarde se le cambio de nombre a *Paratrioza cockerelli* (Sulc.) y últimamente como *Bactericera cockerelli* Sulc. El origen de este insecto según investigadores de USA., se adjudica al oeste de Norteamérica, aunque Cranshaw (1993), menciona que este artrópodo es nativo de México y el sur de los Estados Unidos, considerando este artrópodo como altamente migratorio, que pasa en invierno en México y en sureste de los Estados Unidos, las migraciones al norte se presentan en mayo y junio provocadas por las altas temperaturas. Se creó que los movimientos migratorios de regreso (Norte a Sur) son en septiembre y octubre, sin embargo no han sido documentados (Cranshaw, 2002).

Pacheco (1985), reporta la presencia de “el piojillo de la papa” *Paratrioza cockerelli*, y se señala que es una especie de Psyllidae plaga de algunas solanáceas cultivadas tales como tomate, chile y berenjena, menciona que también que en el área agroecológica del CIANO, se le considera una plaga potencial de la papa ya que actualmente se está incrementando el hectareaje de este cultivo.

### 2.3.1.3 Hospederas

Las paratriozas tienen un rango muy grande de hospederas cultivados y silvestres, aunque se le ha observado que tiene preferencias sobre especies de la familia solanácea. Knowton y Willis (1934) publicaron una lista de 40 especies de esta familia como hospederas naturales de este Psílido, en donde sobresalen los géneros *Datura*, *Lycopersicon*, *Nicotiana*, *Nicandra*, *Physalis*, *Solanum* y *Capsicum*, pero aparte de esta familia, otras hospedantes son: *Amaranthaceae*, *Aclepiadeceae*, *Asclepiadeceae*, *Asteraceae*, *Brassicaceae*, *Violaceae*, *Chenopodiaceae*, *Convolvulaceae*, *Fabaceae*, *Lamiaceae*, *Lycophyllaceae*, *Malvaceae*, *Menthaceae*, *Pinaceae*, *Poaceae*, *Polygonaceae*, *Ranunculaceae*, *Rosaceae*, *Salicaceae*, *Scrophulariaceae* y *Zygophyllaceae* (Pletsch, 1947 y Wyliw, 1955). Crawford (1914) citado por Avilés *et al.*, (2002),

consigno a *Pinus monophyla*, *Medicago sativa* L. y *Piceae* sp. como hospederas más frecuentes.

#### **2.3.1.4 Ciclo biológico**

Knowlton y Janes (1931), realizaron el ciclo biológico de *P. cockerelli*, donde registraron un periodo de incubación de 3 a 15 días y la totalidad del desarrollo ninfal de 14 a 17 días; después de la eclosión, la ninfa pasa por cinco instares, requiriendo de 1 a 5 días, 1 a 4 días, 1 a 5 días y de 3 a 9 días, respectivamente; se necesitó alrededor de 30 días desde la copulación hasta el adulto; además, determinaron el sexo en 127 individuos que completaron su desarrollo, 62 fueron machos y 65 hembras: la proporción fue de 1:1 aproximadamente.

Aunque el ciclo de vida de este psídilo fue reportado por Knowlton y Janes en 1931, este se definió basándose en días; no obstante, los insectos por ser poiquilotérmicos, es decir, que su velocidad de desarrollo está determinada en gran parte por la temperatura, su edad fisiológica debe definirse en base a grados días o unidades calor (Byerly, 1998); en función de lo anterior, se determinó que para este insecto la temperatura mínima umbral de desarrollo es de 7°C y se confirmó que temperaturas superiores a los 35°C afectan su desarrollo. Su ciclo biológico bajo las anteriores condiciones de desarrollo se completó de huevecillo a adulto en 356 unidades de calor ( $T^{\circ}C \text{ min} + T^{\circ}C \text{ max}/2 - 7^{\circ}C$ ). (Marín-Jarillo *et al.*, 1995).

##### **2.3.1.4.1 Temperatura y desarrollo**

Marín Jarillo *et al* (1995) concluyo que la *Paratrioza cockerelli* requiere de 355.8 unidades de calor promedio para completar su ciclo biológico (huevecillo-adulto) con una temperatura base de 7°C, que el mayor porcentaje de la mortalidad a estuvo comprendiendo en los tre primeros estadíos ninfales y que en la medida que *Paratrioza cockerelli* pasa de primer a quinto estadio los cambios en su morfología externa son evidentes, aunque las secto-setas truncadas siempre están presentes.

### 2.3.1.5 Estados biológicos

#### 2.3.1.5.1 Huevecillos

Son de forma ovoide de color anaranjado-amarillento, corion brillante, suspendido por un corto filamento o pedicelo, estos se encuentran aislados uno de otro y en ocasiones pueden formar grupos de 5 a 10 huevecillos separados, cada hembra durante su vida deposita alrededor de 500 huevecillos, y son colocados en los márgenes de las hojas, en el envés de las hojas y en ocasiones en los tallos florales, requieren de 8-10 días para incubarse (Becerra, 1989; Cranshaw, 2002).

#### 2.3.1.5.2 Estadios ninfales

Presentan cinco estadios ninfales, que son en forma oval, aplanados dorsoventralmente, con ojos bien definidos. Las antenas presentan sencillas placoides (estructura circulares con función olfatoria), las cuales aumentan en número y son más notorias conforme el insecto alcanza los diferentes estadios. El perímetro del cuerpo presenta filamentos cerrosos, las cuales forman un halo a su alrededor. Al observarse en el microscopio se puede apreciar una diferenciación entre los estadios ninfales, estos generalmente se localizan en el envés de las hojas (Daniels, 1934).

**Primer instar.** Aplanado dorso-ventralmente, de forma oval, cabeza y tórax fusionados (cegalotórax), antenas con segmentos basales cortos, gruesos y poco diferenciadas; ojos poco diferenciados, estilete, casi del largo del cuerpo. Patas bien desarrolladas con segmentación poco evidente, segmentos tarsales con una uña poco desarrollada. Paquetes alares no visibles. Abdomen bien definido como segmentación poco evidente, círculo de poros anales externo poco diferenciados. Margen del cuerpo cubierto por una hilera de setas-setas truncadas (Marín *et al.*, 1995)

**Segundo instar.** Es aplanado dorso-ventralmente; las divisiones entre cabeza, tórax y abdomen son evidentes. Cabeza con antenas con segmentación no diferenciada, apreciándose claramente dos sencillas placoides y dos setas sensoras. El clípeo, labio y estilete se encuentran diferenciados; hay presencia

de ojos. Tórax; con paquetes alares desarrollados, patas diferenciadas. Abdomen, con segmentación poco marcada, con los espiráculos de los primeros segmentos diferenciados, hay presencia de círculos de poros anales externo e interno, así como el orificio anal. El margen del cuerpo es igual al estadio anterior (Marín *et al.*, 1995).

**Tercer instar.** Es aplanado dorso-ventralmente; las divisiones del cuerpo igual al estadio anterior. Cabeza con antenas con tres sencillas placoides diferenciados y setas sensoras, partes bucales y ojos igual al estadio precedente. Estructuras torácicas igual al estado anterior. Abdomen con los cuatro primeros pares de espiráculos diferenciados, así como los círculos de poros anales y el ano. Margen del cuerpo igual al estadio anterior (Marín *et al.*, 1995).

**Cuarto instar.** Es aplanado dorso-ventralmente, las divisiones del cuerpo igual al estadio anterior. Cabeza con antenas con una sencilla más que en el estadio anterior, la antena se estrecha visiblemente hacia su parte media, de ahí en adelante es más angosta, con dos setas sensoras en su parte terminal; en ojos se hacen evidentes las omatidias. Tórax con patas segmentadas y un par de uñas visibles: paquetes alares igual al estadio anterior. Abdomen, la única diferencia con la etapa anterior es que la construcción entre tórax y abdomen es más notoria (Marín *et al.*, 1995).

**Quinto instar.** Es aplanado dorso-ventralmente, cabeza, tórax y abdomen bien definidos. Cabeza con antenas engrosadas en su base, reduciéndose sucesivamente hacia su parte terminal; en estas se encuentran dos setas sensoras insertadas a diferentes niveles, la apical más gruesa y larga que la precedente; cuatro sencillas placoides diferenciadas. Ojos igual al estadio anterior, así como las partes bucales. Tórax; paquetes alares anteriores presentan los ángulos humerales proyectados hacia la parte anterior del cuerpo, patas perfectamente desarrolladas con un solo tarso y un par de uñas. Abdomen igual al estadio anterior (Marín *et al.*, 1995).

### **2.3.1.5.3 Adulto**

En 1914 Crawford realizó un estudio referente a la estructura externa de *Paratrioza cockerelli*, donde indicó que el adulto mide 1.4 mm de longitud, es de color café y presenta una banda de color blanco en la cabeza y tórax, las antenas miden de 0.52 a 0.70 mm de largo y presentan un órgano sensitivo en el cuarto segmento (Avilés *et al.*, 2002). Son alados y de apariencia totalmente diferente a las ninfas, tienen el aspecto de una cigarra pequeña, posee dos pares de alas transparentes y son aproximadamente 1.5 veces más largos que el cuerpo y venación propia de la familia, la coloración del cuerpo es ámbar teniendo a un café oscuro, la cabeza con una mancha café que marca la división con el tórax, ojos grandes de color café y antena filiforme segmentadas en dos tonos de color. El tórax es blanco-amarillento con manchas cafés bien definidas. El abdomen de la hembra presenta cinco segmentos visibles más el segmento genital que es de forma cónica en vista lateral y en la parte media dorsal se presenta una mancha en forma de Y, y con los brazos en la parte terminal del abdomen. Los machos presentan seis segmentos visibles más el genital, este último segmento se encuentra plegado sobre la parte media dorsal del abdomen, al ver este insecto dorsalmente se distinguen las valvas genitales con estructura en forma de pinzas que son propios de este sexo. Los adultos son insectos muy activos y vuelan con prontitud y saltan cuando se molesta. Es importante señalar que los adultos no causan daños a los cultivos hospedantes (Ferguson *et al.*, 2001). Cada hembra deposita de uno a once huevecillos por día con una media de 2.64 (Becerra, 1989), sin embargo un estudio realizado por Knowlton en 1934 determinó que la hembra deposita de cinco a cincuenta huevecillos por día y durante su vida de quinientos a quinientos cincuenta huevecillos y pueden vivir tres más que los machos, se cree que este insecto puede tener hasta 10 generaciones por año (Pletcher 1947; Wallis, 1955).

### **2.3.1.6 Daños causados por *Bactericera cockerelli* (Sulc.)**

Este insecto causa dos tipos de daños: el directo y el indirecto. El primero es cuando el insecto se alimenta de la planta y succiona sus jugos, y ocasiona, principalmente, que la planta no se desarrolle y se torne de color amarillo; el

segundo es como vector de enfermedades (fitoplasmas) (Avilés *et al.*, 2002; Cranshaw, 2002).

Abernathy (1991), evaluó en un campo ocho variedades de tomate al ataque del psílido; el autor reportó que los daños ocasionados por este insecto fueron del 40% en estas mismas variedades.

#### **2.3.1.6.1 Psílicos como vectores de patógenos**

Hasta 1986 solo siete especies de psílicos fueron reportadas como transmisoras de patógenos responsables de causar enfermedades contagiosas en cultivos de peral (McLarty, 1948, Jensen *et al.*, 1964), cítricos (McClellan y Oberholser, 1965 y Tirtaeidjaja *et al.*, 1967) o zanahoria (Leclant *et al.*, 1974), causando síntomas como marchitez en peral, deficiente maduración en cítricos o proliferación de yemas amarillentas en zanahoria, y la más reciente conocida como “permanente del tomate” en tomate (Garzón, 1986). Los agentes causales de las mencionadas enfermedades consignados en su momento fueron relacionados, en peral, con bacterias del género *Gracilacutes* y transmitidas por *Psylla pyricola* Foerster, *P. Pyri* L. y *P. pyrisuga* Foerster; en cítricos, con organismos tipo micoplasmas, descritos en plantas hasta 1967 (Doy *et al.*, 1967) (hoy clasificados con el nombre de fitoplasmas), transmitidos por *Trioza eritreae* Del Guercio, y *Diaporina citri* Kuwana, y en zanahoria con rickettsias transmitidas por *Trioza nigricornis* Foerster (Kaloostian, 1980).

Finalmente, *Paratrioza cockerelli* Sulc fue reportado en México como transmisor del agente causal de una enfermedad en tomate denominada “permanente del tomate” (Garzón, 1986).

#### **2.3.1.6.2 Efecto toxinífero**

Eyer en 1937 menciona que los síntomas fueron ocasionados por la alimentación exclusiva de ninfas y no de adultos sobre las hojas, en cuyas células se encontró una actividad anormal de reguladores de crecimiento tipo auxinas (Madden y Stone, 1984).

Las ninfas de *P. cockerelli*, además de ser taxiníferas, producen secreciones cerosas de color blanquecino, las cuales dan la apariencia de sal. Sobre estas secreciones, en otros psílicos se han identificado al compuesto linceril lincerato n-deteiacontil n-detriacontanuato, contenido de casi un 94% en la cera (Kuwahara, 1980).

### **2.3.1.6.3 Fitoplasmas asociados a tomate**

Los fitoplasmas fueron observados al microscopio electrónico por primera vez en 1967 por un grupo de científicos japoneses, relacionándolos con enfermedades de plantas con síntomas de amarillamiento, descartándose a los virus como agente causal. Debido a su gran parecido con los micoplasmas de les denominó “organismos tipo micoplasma” hasta 1994, que se sustituyó este por el término fitoplasma (Leyva-López, 2005). Estos patógenos pertenecen a la clase Mollicute, que agrupa a los procariotes autoreplicativos más pequeños que se conocen (Razin *et al.*, 1998). Los fitoplasmas son similares a las bacterias, pero están desprovistos de pared celular; este rango es el responsable de la mayoría de las características de esta clase: gran plasticidad, pleomorfismo, gran sensibilidad a la lisis y total resistencia a la penicilina u otras sustancias antibacterianas que degradan o inhiben la síntesis del peptidoglucano, siendo por el contrario sensibles a las tetraciclinas (Kuboyama *et al.*, 1998; citado por Leyva-López, 2005). Son organismos de tamaño pequeño, con un diámetro que puede variar entre 0.1-1.0  $\mu$ m. Hasta el momento se ha logrado su cultivo *in vitro* (Leyva-López, 2005).

### **2.3.1.7 Muestreo y monitoreo**

Nava (1997) menciona que los métodos de muestreo o monitoreo recomendados para el psílido del tomate son los siguientes: Inspección visual de hojas; No existe un plan de muestreo bien elaborado para este insecto. No obstante, se recomienda inspeccionar plantas de tomate para detectar huevecillos y marcar 10 de ellas, con el propósito de predecir y determinar el momento oportuno de aplicación de insecticidas contra ninfas de 1er y 3er instares. También se indica la necesidad de continuar con muestreos semanales enfocándose a la presencia de huevecillos y ninfas para evaluar la eficiencia de las aplicaciones de insecticidas. Considerando las similitudes

entre la MBHP y el psílido del tomate en cuanto a sus características morfológicas, biología y hábitos, se sugiere provisionalmente utilizar los planes de muestreo recomendados para adultos y ninfas de mosquita blanca.

Cranshaw (2002) menciona que este insecto es pequeño y difícil de detectar, por lo cual recomienda que deben muestrearse al menos 100 hojas en cuatro o cinco sitios de campo a fin de determinar la presencia de ninfas.

### **2.3.1.8 Umbrales económicos**

Cuando se capture un individuo o más por 100 redadas es recomendable comenzar el tratamiento con plaguicidas, se requiere de cuatro a cinco aplicaciones con intervalos de unas dos semanas entre una y otra cuando las infestaciones son masivas (Davision y Lyon, 1992; citado por Avilés *et al.*, 2002)

### **2.3.1.9 Estrategias de manejo**

#### **2.3.1.9.1 Control cultural**

Hartman (1937), citado por Avilés *et al.*, (2002), señala que los planteos de papa en etapa temprana son severamente dañados por el psílido del tomate, mientras que los tardíos son menos dañados. Lo anterior indica que es necesario generar información referente al comportamiento del insecto para conocer cuáles son las etapas, más susceptibles al ataque de este insecto. Algunos autores señalan que el suelo y la fertilización pueden ayudar a disminuir los daños ocasionados por este insecto: se considera que si es una planta se encuentra sana es difícil que sea atacada severamente por las plagas (Avilés *et al.*, 2002).

#### **2.3.1.9.2 Trampas**

Dentro de las alternativas se encuentra el uso de trampas de colores para detectar la población de *Paratrioza cockerelli*, con la finalidad de cuantificar la población de insectos; asimismo, se considera que esta alternativa puede ser de gran ayuda, ya que aquellos insectos que se encuentren adheridos en la trampa no volverán hacer daño en el cultivo hospedante (Avilés *et al.*, 2002).los

insectos perciben reflejos espaciales que incluyen combinaciones de color (longitud de onda dominante de luz reflejada), brillo (intensidad de luz reflejada percibida) y muchos insectos herbívoros, la planta parece ser el estímulo principal de la calidad espectral (particularmente el color e intensidad). Un número considerable de otras especies de este insecto son atraídos por el color amarillo. Estos incluyen el psílido de la pera, *Cacopsylla pyricola* (Foester), así como muchos otros homópteros (Adams y Los, 1989; Kennedy *et al.*, 1961; citados por Avilés *et al.*, 2002).

#### **2.3.1.9.3 Control biológico**

Una de las mejores alternativas desde varios puntos de vista es el control biológico: este tipo de control ayuda a equilibrar el medio ambiente, al mantener las poblaciones de las principales plagas reguladas por los parasitoides, depredadores, etcétera. Desde muchos años atrás existen reportes sobre la presencia de enemigos naturales de este insecto. Romney (1939) observó parasitismo en *P. cockerelli* por un himenoptero (Eulophidae), *Tetrastichus* sp. que después fue descrito por B.D. Burks como *T. triozae* (Pletcher, 1947).

Johnson (1971) después de haber realizado numerosas observaciones de campo concluyó que la avispa era generalmente eficaz para el control biológico del psílido del tomate debido a: 1) la falta de sincronización entre el psílido y el parasito, ya que este último aparece al final del ciclo y 2) existe en campo una alta mortalidad de pupas del parasito que asciende de 38-100%. En estudios realizados en el laboratorio indican que esta avispa solo parasita ninfas del cuarto y quinto instar, considerando que durante los primeros tres instares ya ocasiona daños importantes en los cultivos (Pletcher, 1947).

#### **2.3.1.9.4 Control químico**

Una de las alternativas para el control de insectos es el método químico, donde responde de forma inmediatamente, sin embargo, lo interesante de este método es saber utilizarlo para así evitar el incremento de contaminantes en el ambiente que tanto daño ocasiona (Avilés *et al.*, 2002).

Existen varios productos que ejercen buenos controles para este insecto, los cuales deben de utilizarse adecuadamente para evitar en un futuro que esta especie adquiere resistencia a estas alternativas de solución (Avilés *et al.*, 2002).

En 1922, se identificó al agente causal del amarillamiento del tomate y para su control se utilizó la cal de azufre, que ocasiono una importante mortalidad de adultos y ninfas; asimismo, se reporta que al utilizarlo las hembras no depositaban los huevecillos (Pletch, 1947).

Cranshaw (2002), señala que los psílicos son bastante tolerantes a los insecticidas y con frecuencia se requieren dosis altas, los psílicos se alimentan de áreas de la planta donde están protegidos (envés de las hojas) por lo cual es muy importante que la cobertura sea efectiva. Menciona también que los insecticidas originales que resultaron efectivos fueron al azufre en polvo y las aspersiones de azufre y cal. Señala también que algunos insecticidas como los carbamatos; carbofuran, aldicarb y carbaril algunas veces han producido un mayor número de psílicos, como consecuencia del daño que sufren los agentes de control biológico. Insecticidas organoclorados como endosulfan y organofosforados como metamidofos y disulfoton son moderadamente efectivos en las pruebas de unidades de supervivencia de colonias (CSU). Sugiere también que el control durante las etapas tempranas del ciclo puede lograrse con tratamientos de forato y disulfoton durante la siembra. Destaca también que los insecticidas piretroides esfenvalerato y el cyflutrin han proporcionado control moderado en las pruebas Ssu. Finalmente, menciona que los insecticidas cloronicotinilos/neonicotenoides imidacloprid y tiametoxan han proporcionado el control más contante utilizados como tratamiento durante la siembra y/o como tratamiento foliar.

### **2.3.2 Mosca blanca: *Bemisia* spp. (Homoptera: Aleyrodidae)**

#### **2.3.2.1 Origen y distribución**

La mosca blanca es un insecto chupador de amplia distribución mundial (CESAVESIN, 1999). La mosca blanca es una plaga polífaga generalmente

encontrada en regiones tropicales comprendidas entre los paralelos treinta, a una altura de 0 a 1500 msnm. Aunque pueden encontrarse en climas templados sobre cultivos de riego (Jhonson, 1981). Probablemente este insecto es originario de Pakistán, pero ha sido reportada en algunas partes de África incluyendo Egipto, Sudan, Sur de Europa, Medio Oriente incluyendo a Israel, India, Simatra, Taiwán, Brasil, México, América central, Arizona, California, Florida y Texas USA (Toscano y Perring, 1992).

En México la mosquita blanca se ha reportado en los estados de Guanajuato, Veracruz, Baja California Sur, Sinaloa, Sonora, Michoacán, Durango, Coahuila, Jalisco, Edo. de México, Morelos, Nuevo León, Oaxaca, SLP y Tamaulipas (Louise, 1977).

### **2.3.2.2 Hospederas**

Es una plaga polífaga con un amplio rango de hospedantes, atacando alrededor de 500 especies de plantas comprendidas en unas 70 familias; pudiendo ser desde cultivos agrícolas así como plantas silvestres en diferentes tipos de climas (Bautista, 2006).

### **2.3.2.3 Descripción morfológica**

#### **2.3.2.3.1 Adulto**

Las mosquitas blancas son insectos chupadores, que se localizan en el envés de las hojas. Presentando metamorfosis incompleta (Hemimetabolos; es decir, su ciclo de vida para por huevecillo, cuatro estadios ninfales (el ultimo conocido como “pupa”) y el adulto con cuatro alas blancas (Ortega, 1991). Los adultos tienen el cuerpo cubierto por una capa fina de polvillo blanco de insectos harinosos, producido por las glándulas ceras ventrales (Castresana citado por Nuez, 1994).

SARH, (1993) menciona que las mosquitas blancas son de color blanco amarillento, de un tamaño que va de 1 a 1.5 mm. Aproximadamente, siendo los machos más pequeños que las hembras.

### **2.3.2.3.2 Huevecillo**

Los huevecillos son ovals y pedicelados (Byrne & Bellows, 1991) verde – pálido tornándose a castaños obscuro (Ortega, 1991).

### **2.3.2.3.3 Ninfa**

La ninfa recién nacida es ovalada, aplanada, semitransparente de color verde – pálido (Ortega, 1991).

### **2.3.2.4 Biología y hábitos**

Las poblaciones de *Bemisia Tabaci* y *Trialeurodes vaporariorum*, están presentes en forma simultánea en el cultivo de Jitomate y es difícil diferenciarlas en campo in vitro. Bajo microscopio pueden apreciarse algunas diferencias como que *B. tabaci* es ligeramente más pequeña y también que los filamentos de cera son menores que en *T. vaporariorum* (Domínguez, 1992).

La hembra generalmente oviposita en el envés de las hojas, en grupos de huevecillos colocados en forma circular, la base de huevecillo se adhiere a la superficie de la hoja. El primer estadio ninfal denominado “gateador” porque se arrastra sobre la superficie de la hoja, hasta encontrar un lugar definitivo donde se sujeta e inicia su alimentación; los estadios 2°, 3° y 4° permanecen adheridos. El 4° estadio presenta dos fases, una de las cuales se alimenta y otra “Pupa” donde cesa su alimentación y sufre cambios morfológicos (Domínguez, 1992).

### **2.3.2.5 Estrategias de control**

#### **2.3.2.5.1 Control cultural**

Podemos mencionar algunas prácticas que nos ayudan a disminuir poblaciones de mosquita blanca como: destrucción de malezas hospederas y plantas con síntomas de virosis, eliminación de residuos de cosecha y plantas espontaneas del cultivo, evitar siembras escalonadas de cultivos susceptibles, rotación de cultivos no susceptibles como: maíz, sorgo, caña de azúcar, cebolla, etc. (Salas *et al.*, 1993). También se deben evitar el estrés hídrico, en cucurbitáceas

cuando sufren déficit de humedad, las poblaciones de las mosquita blanca de la hoja plateada se incrementan drásticamente (Fú, 1994).

#### **2.3.2.5.2 Uso de extractos**

El árbol de la especie *Azadirachta indica* conocida “neem” posee muchas propiedades medicinales y también elimina insectos. El árbol contiene una clase de limonoides que pueden actuar como inhibidores de la alimentación y como reguladores del crecimiento de insectos. El limonoide más potente resulto ser un tetranortriterpenoide llamada azaridactina, causa esterilidad y decremento en el movimiento intestinal imposibilitando al insecto para alimentarse. Su acción insecticida se ha comprobado en cucarachas, palomilla gitana, áfidos y en *B. argentifolii*. Actualmente hay un extracto comercial que contiene 3000 ppm de azaridactina, con nombre comercial de Margosan – o (Stone, 1992).

Cuando se aplica extracto de Neem al suelo se ejerce mayor efecto en la supresión de la oviposición de *B. argentifolii* Bellows & Perring que cuando se aplica directamente a las semillas de Algodón; debido a que el extracto es más persistente en el suelo y con mayor movilidad en raíces y hojas de las plntas (Prabhaker *et al.*, 1999). En la actualidad se pueden encontrar extractos de Ajo conocido comercialmente como Biokrac, entre otros.

#### **2.3.2.5.3 Control legal**

Con el fin de evitar la dispersión de esta plaga hacia zonas de baja prevalescencia en el país se establecieron mecanismo para regular la movilización de productos vegetales contemplados en la Norma Oficial Mexicana NOM-EM-027-FITO-1995 y en apoyo a estas acciones se tienen establecidos puntos de verificación interna en todo el territorio nacional, así como la expedición de permisos de siembra de cultivos susceptibles (Cárdenas *et al.*,1996).

#### **2.3.2.5.4 Fechas de siembra**

Díaz, (1989) concluye que el efecto de la fecha de trasplante en la incidencia viral en Morelos, que el virus chino del tomate se presenta en diferente grado

en distintas fechas de trasplante la producción de tomate en invierno, causando una reducción en la producción esperada del siguiente orden de 86% en Cuautla, 80% en Yautepec y de 40% en Tlacayapan.

Ávila (1991) menciona que las poblaciones de mosquita blanca se incrementan en ausencia de lluvias, valores bajos de unidades calor y mayor velocidad de los vientos. Estos son algunos aspectos a considerar para realizar la siembra en una época adecuada que nos permita llegar a la etapa de producción.

#### **2.3.2.5.5 Uso de jabones**

La efectividad biológica de los jabones interesó a los investigadores al irse demostrando su eficacia. Su uso es una alternativa de control al reducir las poblaciones de mosquita blanca en el cultivo de tomate. Los jabones Vel Rosita a 2.0 l/ha, Foca a 1.4 kg/ha y Suávitel a 2.0 l/ha obtienen el mayor porcentaje de control de ninfas con 63.12%, 56.67% y 53.65% respectivamente. En lo que se refiere al control de pupas en jabón Foca y Vel Rosita muestran mejores resultados con 59.66% y 56.62% respectivamente (Avilés, 1996).

#### **2.3.2.5.6 Control biológico**

##### **2.3.2.5.6.1 Uso de parasitoides**

El papel que juegan los enemigos naturales en la regulación de las poblaciones de mosquita blanca aún no ha sido establecido. En la actualidad se conoce un número considerable de parasitoides que atacan a *B. tabaci*, *B. argentifolii* y *T. vaporariorum*. La mayoría de ellos integrantes de la familia Aphelinidae, aunque hay miembros de otras familias. De las 30 spp. De aphelínidos reconocidos hasta ahora, solamente 12sp se encuentran registradas en México. De los géneros que sobresalen encontramos a *Encarsia* spp. (Forester) *Erectmocerus* sp Haldeman (Arredondo, 1995).

##### **2.3.2.5.6.2 Uso de entomopatógenos**

Los hongos son los únicos entomopatógenos que causan enfermedades a la mosquita blanca; las especies reportadas son: *Chersonia* spp, *Aegerita webberi*, *Aphanocladium álbum*, *Beauveria bassiana*, *Cladosporium herbarum*.

*Cladosporium aphidis*, *Eryna dadicans*, *Fusarium scirp*, *Fusarium vertilloides*, *Microcera spp*, *Paecilomyces cinnamomeus*, *P farinosus*, *P fumosoroseus*, *P f var. Beijingensis*, *Sporotrichum spp*. *Trichotecium roseum*, *Verticillium fusiporum* y *Verticillium lecanii*. sin embargo, en forma comercial solamente se han usado *Verticillium sp*, *Paecilomyces sp* y *Beauveria sp*. (Ramírez, 1996).

Tamayo (1998) menciona que el nivel de campo la población de adultos de mosquita blanca no se reduce considerablemente con el uso de entomopatogenos, con *B. bassiana* y *P fumosoroseus*, egulan la población en 53.1 y 51.8% respectivamente.

#### **2.3.2.5.6.3 Uso de depredadores**

Existen depredadores que se alimentan de mosquitas blancas, donde se pueden incluir a los hemípteros como la chinche ojona *Geocoris punctipes* y *Orius spp*. La primera se alimenta de los diferentes estados de desarrollo de la plaga alcanzado hasta un 50% de efectividad (Ramírez, 1996).

Fù (1993) menciona que pueden realizarse liberaciones de *Hipodamia convergens* y *Chrysoperla spp* en malezas y alrededor del cultivo coadyuvando a disminuir las poblaciones de mosquita blanca. *Chrysoperla carnea* durante su desarrollo larvario consume alrededor de 511 individuos de *B. tabaco* Genn (Arredondo, 1996).

#### **2.3.2.5.6.4 Uso de arvenses**

Existe una reducción en la densidad poblacional de adultos, huevecillos y ninfas de *B. tabaci* Genn, e incidencia viral en el cultivo de tomate, lo interior se intensifica cuando se permite la nacencia y crecimiento de arvenses desde el trasplante del tomate, protegiéndolo en el periodo fenológicamente susceptibles a la mosca blanca (primeros 28-30 días después del trasplante (Viveros, 1999). Menciona también que las arvenses deben considerarse como un componente más en el manejo integral del complejo mosca-blanca-virosis en el cultivo de jitomate.

### **2.3.2.5.7 Control físico**

#### **2.3.2.5.7.1 Uso de barreras vegetales**

La idea de usar plantas barrera para proteger semilleros, surgió en recientes estudios epidemiológicos sobre enfermedades virales en papa, remolacha azucarera, lechuga y otros cultivos. Los movimientos de insectos son restringidos algunas veces por barreras de cultivos altos y son útiles en el control de enfermedades virosis (Palti, 1981).

Se puede rodear al cultivo con otras especies de plantas resistentes al virus (Pinto, 1992). La orientación de las barreras juega un papel importante en la migración de *B. tabaci* Genn al cultivo (León *et al.*, 1997)

#### **2.3.2.5.7.2 Uso de acolchados**

Lo acolchados son utilizados por sus ventajas agronómicas, pero también se puede obtener ventajas de acción repelente a algunos insectos, considerando colores adecuados y hábitos de vuelo.

Los acolchados para ser efectivos deben cubrir más del 50% de la superficie del suelo. Aparentemente la mosquita blanca tiene un comportamiento diferente al de los áfidos. Cuando los áfidos vuelan, inicialmente son atraídos por la luz de la onda corta y son atraídos hacia el cielo. Luego de volar por algunas horas, son repelidos por la luz de onda corta y son atraídos por los colores amarillo y verde y comienzan a buscar su hospedera, por ello son repelidos por los rayos U.V. que reflejan e las coberturas y para que los insectos aparentan ser el cielo. La mosquita blanca por el contrario es atraída por el aluminio y el azul ultravioleta del espectro de la luz, también son fuertemente atraídas por el plástico amarillo o cobertura de paja. En climas cálidos y calientes, este tipo de acolchados atraen y retienen a la mosquita blanca hasta que esta muere por el calor reflectivo de las superficies, así se reducen las poblaciones y la incidencia de enfermedades virales (EAP, 1992). El acolchado blanco reduce más significativamente el número de ninfas comparado con el color gris, verde y negro. Para pupas y huevecillos los acolchados blanco y gris tuvieron el menor número de individuos (Avilés, 1994).

### **2.3.2.5.7.3 Uso de aceites minerales**

Ávila (1993) menciona que el aceite mineral Saf-T- side, puede ser usado dentro del manejo de productos con acción insecticida para el control de mosquita blanca en chile serrano, causando la muerte del adulto por asfixia. En la actualidad encontramos una gran variedad de aceites agrícolas en el mercado.

### **2.3.2.5.7.4 Uso de trampas amarillas (control etológico)**

Aparentemente en el complejo de especies de mosquita blanca los estímulos visuales desempeñan un papel importante en el comportamiento de la búsqueda de la planta hospedera. En las primeras décadas de este siglo, se determinó que trampas amarillas con pegamento capturan mayor número de mosquitas que trampas de otros colores (Coombe, 1982).

Las mosquitas blancas son atraídas por las superficies amarillas al igual que los áfidos (Pinto, 1992) las trampas amarillas impregnadas con algún pegamento como aceite para carro funcionan muy bien cuando son colocadas a 70 cm del suelo, para formar una pantalla alrededor del cultivo a 6 m de este, por lo que ha vuelto una práctica común en el control de vectores de virus e papa y virus mosaico de pepino en Israel (EAP, 1992).

### **2.3.2.5.8 Control con feromonas**

La recepción de partículas odoríferas por medio de quimiorreceptores, es uno de los principales medios por el cual los insectos adquieren información de su entorno. Si el compuesto químico es emitido por individuos de la misma especie se denomina feromona, si son producidos por miembros de otra especie recibe el nombre de aleoquímico. Estudios durante el cortejo y el apareamiento de *B. tabaci* muestran que el macho toca la antena de otro macho cuando hay hembras en las cercanías y abandonan esa actividad tan pronto la hembra se retira, lo que sugiere la presencia de una feromona de corto alcance. El hecho de que los machos de *B. tabaco* no se oriente hacia la hembra hasta que se encuentra a unos pocos milímetros, hace pensar que si una sustancia está implicada, esta debe actuar a distancias muy cortas lo que anticipa un uso limitado de sustancias químicas modificadoras del

comportamiento insectil sintéticas en el manejo de esta plaga. En *T. vaporariorum* se ha demostrado la presencia de una feromona y al parecer tiene la capacidad de atracción a mayores distancias. De lo anterior se desprende que la aplicación práctica de feromonas en moscas blancas tiene limitaciones en cuando a la distancia en la que pueden ser activas (Li y Maschwitz, 1983, citado por Cibrian, 1991).

#### **2.3.2.5.9 Control genético**

Consiste en la producción de cultivares resistentes o tolerantes a la enfermedad viral chino del tomate transmitida por mosquita blanca en hortalizas. Las variedades con mayor resistencia a mosquita blanca son uno de los componentes principales en el control de esta plaga, especialmente en los lugares donde los insecticidas no ejercen un control eficaz (Ortega, 1991).

Una estrategia importante en el manejo de este problema ha sido la lucha genética, en cuba se ha introducido en la producción de la variedad de tomate "Lignon", resistente parcialmente a geminivirus (Vázquez *et al.*, 1996).

#### **2.3.2.5.10 Control químico**

Los plaguicidas son armas efectivas para el control de plagas, sin embargo no ofrecen una solución permanente. Puesto que los insectos evolucionan paralelamente al desarrollo de nuevos productos, adquiriendo resistencia e influyendo para que en poco tiempo sean efectivos (Ruíz y Sánchez, 1992).

Dentro de los programas de manejo integrado de plagas, el control químico está demandando el uso de insecticidas selectivos que actúen preferentemente contra la plaga a combatir y que respeten en gran medida a los enemigos naturales presentes en el cultivo (Gastelum y Godoy, 1992).

El desarrollo de poblaciones de insectos resistentes a insecticidas, siendo la mosquita blanca una plaga importante en diversos cultivos mostrando diferentes grados de resistencia (Martínez, 1996).

El Imidacloprid (Confidor SC 350) es el más resistente producto de Bayer contra insectos chupadores empleado las dosis y los métodos de aplicación: a) tratamiento a la semilla 30gr/lb de Gaucho 70 WS; b) tratamiento de pretransplante 20 ml/20,000 plantas con Confidor 350 SC y c) tratamiento al cuello 1 lt/ha con Confidor 350 Sc, para el caso del tomate (Bayer, 1996).

Este producto cuando se absorbe desde las raíces, protege toda la planta incluyendo las hojas nuevas por 7 y 10 semanas. El lapso lo determina la especie del insecto, la abundancia de sus poblaciones y la dosis empleada. En aplicaciones foliares, el efecto dura hasta 2 semanas (Bayer, 1996).

Horowitz *et al.*, (1998) encontraron que las ninfas de mosquita blanca son mucho más susceptibles al Acetamiprid a las mismas concentraciones de Imidacloprid, sin embargo los adultos resultaron más sensibles al Imidacloprid y en el caso de los huevecillos resultaron más susceptibles al Acetamiprid en una aplicación foliar, de manera que el Acetamiprid actúa mejor en aplicaciones foliares, mientras que en aplicaciones a las semillas y sistémicas actúa mejor el Imidacloprid, a ambos insecticidas a los 21 días después de la aplicación mostrando la misma eficacia.

### **2.3.3 Afidos: *Myzus persicae* (Sulzer), *Aphis gossypii* (Glover) (Homoptera: Aphididae).**

#### **2.3.3.1 Importancia**

La mayoría de las hortalizas están propensas, en alguna etapa de su desarrollo, al ataque de pulgones, donde el grado de daño ocasionado depende de la especie de planta, etapa de desarrollo y época del año. Algunas especies de áfidos son consideradas monófagas, oligófagas o polífagas de acuerdo al número de plantas hospedantes con las cuales se encuentran asociado (Bautista y Vejar, 2000).

Los pulgones son uno de los grupos de insectos de mayor importancia agrícola a nivel mundial, debido a que son transmisores de enfermedades virósicas. De las cuatro mil especies registradas, 300 han sido probadas como vectores de

300 diferentes virus en el mismo número de vegetales. El solanáceas existen alrededor de 62 virus transmitidos por áfidos (Avilés, *et al.*, 2004).

### **2.3.3.2 Distribución y hospederos**

El pulgón verde (*Myzus persicae*) es nativo de la zona templada del viejo mundo, es de distribución mundial con una gran gama de hospedantes de más de 875 especies de plantas (Muñoz, 2000), es de distribución cosmopolita, en México se encuentra aproximadamente en 150 plantas hospederas correspondientes a 30 familias (Bautista, 2006). *Aphis gossypii* es una especie cosmopolita que se distribuye en todos los continentes por las zonas cálidas y templadas; ataca un número considerable de plantas herbáceas (Nuez, 1995).

### **2.3.3.3 Biología y hábitos**

La biología de áfidos es compleja, la fase más conocida es la reproducción vivípara o partenogenética, que se presenta un ciclo de desarrollo individual posembrionario con cuatro estadios ninfales y producción de hembras adultas ápteras y aladas. La fase sexual, es menos conocida en la mayoría de las especies (Peña y Bujanos, 1998).

*Myzus persicae* es una especie dioica, utilizando a los arboles del género *Prunus* como hospederos primarios y a las plantas herbáceas como hospedantes secundarios, en regiones de clima cálido se reproduce partenogenéticamente sobre las plantas herbáceas; la generación invernante es ovípara. La temperatura óptima para su desarrollo es de 26°C, siendo el ciclo de 7 días; con temperaturas superiores a 30°C no pueden desarrollarse. La fecundidad de hembras vivíparas es de 30-40 descendientes (Nuez, 1995). La duración de un ciclo completo puede estimarse unos 7 días a 21°C, con una fecundidad de 30 descendientes por semana (Nuez, 1995).

Es una especie cosmopolita altamente polífaga. A nivel mundial se ha registrado en 500 plantas hospederas de 50 familias. En México se han colectado de 150 especies en 30 familias botánicas, prácticamente en todas las regiones agrícolas del país. Probablemente en México sea holocíclica con

*Prunus persicae* (durazno) como hospedera primaria, aunque su ciclo de generaciones no ha sido estudiado con detalle (Peña-Martínez, 1992).

#### **2.3.3.4 Descripción morfológica**

Mide de 1.6 a 2.4 mm de longitud, la cabeza es incolora con ojos de color oscuros a negros. La cabeza tiene una hendidura muy marcada, que separa los tubérculos antenales. Los conículos son aproximadamente tres veces más largos que la cauda, con la cauda, con la base ancha y más angosto en su tercio basal que en el ápice. La cauda es alargada y presenta tres pares de cerdas (Domínguez, 11992).

Los pulgones presentan piezas bucales especializadas para la ingestión de sustancias líquidas, ya que están adaptadas para penetrar en los tejidos y vegetales y succionar la savia, estas piezas están formadas de dos pares de estiletes finos y flexibles que son los maxilares y están rodeados de dos estiletes manibulares (Aviles, *et al.*, 2004).

El adulto de *Myzus persicae* es de color verde amarillo pálido o rosáceo, presenta los tubérculos antenales muy convergentes, la cabeza presenta una hendidura bien marcada, las antenas con el proceso terminal mucho más largo que la base del último segmento antenal, los sífúnculos ligeramente en forma de clava, con ápices oscuros. La hembra alada presenta una mancha oscura que cubre gran parte del dorso abdomen, usualmente con prolongaciones laterales. Los adultos pueden ser alados o ápteros (Solís y Ayala, 2006).

#### **2.3.3.5 Daños**

Los daños ocasionados pueden ser directos e indirectos. Los primeros, son causados al clavar sus estiletes en los tejidos de los órganos de las plantas jóvenes para alimentarse. Si las colonias de áfidos son numerosas suelen producir un debilitamiento generalizado de la planta, que se manifiesta en reducciones de crecimiento y amarillamiento (Nuez, *et al.*, 1995), o en ataques severos, pueden ocasionar manchas necróticas, distorsión de hojas y tallos (Castaños, 1993).

Como daño indirecto podemos encontrar la eliminación de la savia no aprovechada como maleza, la cual sirve de soporte para el desarrollo de hongos saprófitos en los tejidos de las planta, por ejemplo en hongo del genero *Cladosporium*. La capa formada por la maleza reduce la actividad fotosintética de las hojas y además obliga a una limpieza de los frutos antes de su comercialización (Nuez, *et al.*, 1995).

Se considera a la mielecilla que es excretada por estos pulgones, lo que propicia la presencia de fumagina, interfiriendo en la fotosíntesis. Por otro lado, el pulgón *Myzus* es vector de una gran cantidad de enfermedades virosas como: Virus amarillo de la remolacha, virus jaspeado del tabaco, virus del mosaico del pepino, entre otras. Cabe mencionar que para transmitir las partículas de virus, con pocos pulgones es suficiente. (Domínguez, 1992).

### **2.3.3.6 Estrategias de manejo**

#### **2.3.3.6.1 Control cultural**

**Fechas tempranas.** Menor población de pulgones (*Myzus* spp.) ya que las mayores densidades aun no están presentes (Ávila, 1992).

**Eliminación de hospederos.** Eliminar plantas hospederas (malezas) dentro y alrededor del cultivo, esto no permite que los insectos se distribuyan cerca del cultivo (Barrón *et al.*, 1990 y Pozo, 1992).

**Barreras físicas.** Dos surcos de maíz o sorgo forrajero sembrados con 20 días de anticipación dentro del cultivo, se consigue que los pulgones que llevan en su estilete algún virus no persistente, limpien su aparato bucal al realizar piquetes de prueba en dichas plantas, antes de aterrizar en el cultivo de interés (Ávila y Pozo, 1992).

#### **2.3.3.6.2 Control biológico**

**Depredadores.** Entre los depredadores que se consideran de mayor realce para ser usados están: *Chrysopa carnea* (Chrysopidae), el cual tiene distribución mundial y puede mantener en cierto margen a vcarias especies de

áfidos simultáneamente, *Aphilodetes aphadimyza* (Cecidomyiidae), es un depredador que se considera como el más útil hasta el momento (Ramakers, 1989).

**Hongos entomopatógenos.** Los hongos entomofthorales atacan comúnmente a los pulgones (Ramakers, 1989). La micosis desarrollada por *Verticillium lecanii*, patógeno facultativo de muchos artrópodos y algunos hongos, se han obtenidos buenos resultados para el control de *Myzus persicae* (Wayne, *et al.*, 1984).

#### 2.3.3.6.3 Control químico

En muchos lugares del mundo se han buscado y se continúan usando los ingredientes tóxicos que logren ser útiles aun sobre insectos resistentes a muchos productos insecticidas (Herron *et al.*, 1990).

Para Barrón (1990), el control químico adecuado es el medio mas rápido de eliminar las poblaciones de insectos que afectan la producción de jitomate, para el complejo de plagas chupadores recomiendan endosulfan, metamidofos, permetrina.

#### 2.3.4 Trips: *Thrips* spp.

##### 2.3.4.1 Generalidades

Los trips son pequeños insectos que se reproducen rápidamente y crean altas poblaciones. Cuando son adultos su color es oscuro entre tonalidades amarillentas, de cuerpo cilíndrico y de tamaño pequeño. Las especies plagas más importantes pertenecen a la familia Thripidae. Una de las características típicas de estos insectos son las alas con flecos plumosos. Pasa por cuatro “instares larvarios”, los dos primeros son muy activos, el tercero semiactivo (prepupa) y el cuarto inactivo (“pupa”), que generalmente se localiza en el suelo (Dominguez, 1989). Los trips son identificados cada vez más en una diversidad de cultivos considerándose como plaga de importancia económica al dañar las hojas, flores y frutos ( la mayoría de las especies causan severos daños en las primeras etapas de desarrollo, ocasionando plateado en las hojas, o bien

agallas en las hojas y regiones apicales de las plantas (Corrales, citado por Flores, 1994). Jones y Mannt, citado por Rabinovich (1990).

#### **2.3.4.2 Origen**

Se considera originario del oriente mediterráneo (Hill, citado por Straub y Emmett, 1992).

#### **2.3.4.3 Distribución geográfica**

Los trips están distribuidos por todo el mundo; es una plaga muy importante en muchos cultivos. En México ha sido localizado en el estado de Baja California Norte, Baja California Sur, Campeche, Chihuahua, Colima, Guanajuato, Jalisco, Querétaro, Quintana Roo, San Luis Potosí, Sinaloa, Sonora, Yucatán y Zacatecas (Anaya, 1992).

#### **2.3.4.4 Importancia**

El gran número de generación que tener por año, dada su gran capacidad reproductiva, aunada a la morfología, fisiología y hábitos alimenticios, hacen de la trips una plagas más difíciles y costosas de controlar en el cultivo. (Pedroza, 1981; citado por Rivera, 1997).

Jones y Mann (1963) citado por Rivera (1997) menciona que es la plaga más severa de cultivos de jitomate ya que los ataques por trips pueden destruir totalmente plantas jóvenes; además del daño resultante de su activa alimentación, los trips pueden transmitir enfermedades fungosas, virosas y bacterianas. (Rabinowitch y Brewster, 1990).

#### **2.3.4.5 Clasificación taxonómica**

**Clase:** Insecta

**Subclase:** Apterigota

**Orden:** Thysanoptera

**Familia:** Thripidae

**Género:** *Thrips*

Fuente: Rabinowich, H.D. y Brewster, J. L., 1990

### **2.3.4.6 Hospederas**

El trips (thrips spp.) causa problemas en cultivos como repollo, coliflor, tomate, algodón, apio, pepino y piña. Se pueden encontrar trips en cualquier planta o maleza (Cornell University, 1996).

### **2.3.4.7 Ciclo biológico**

#### **2.3.4.7.1 Huevo**

Los huevos son microscópicos y casi imposibles de ver, tienen forma de riñón, son de color blanco, amarillento a transparentes. Se encuentran insertados uno por uno dentro del tejido de la planta o puestos en muescas cortadas en el envés de las hojas, en grupos de 50-100 y cubiertos por una secreción; solamente una de las puntas del huevo está cerca de la superficie del tejido de la planta para que el inmaduro pueda salir. Los adultos prefieren colocar los huevos en las hojas, en los cotiledones o en los tejidos de las flores (Cornell University, 1996).

#### **2.3.4.7.2 Ninfa**

Este insecto presenta cuatro instares, a las dos primeras de les conoce como larvas o inmaduros, son muy pequeños (      ), su forma alargada, elíptica y delgada. Los ojos tienen una coloración oscura y son fáciles de observar. Los instares tres y cuatro se les conoce como ninfas, dividiéndose en prepupa y pupa respectivamente. Las pupas son de color amarillo pálido a café, de antenas cortas y cojines alares pequeños y funcionales. En esta etapa no se alimenta y se localiza en la base del cuello de la planta del suelo (Cornell University, 1996).

#### **2.3.4.7.3 Adulto**

Pueden medir hasta 2 mm en ellos las alas están completamente desarrolladas, las anteriores son de color gris pálido; usualmente con cuatro o más setas apicales en la vena anterior. Las antenas son de siete segmentos y los conos sensoriales de los segmentos II y IV son bifurcados. El protórax es más ancho que largo y tiene tres pares de setas medianas en cada ángulo

posterior del pronoto; el resto del protórax esta densamente cubierto de setas de tamaño corto pero con pequeñas áreas desnudas. Las alas de los trips son distintas a las de los otros insectos; tienen una sola vena longitudinal a la que se adhiere perpendicularmente muchos pelos lo que le da una apariencia plumosa. Las patas son de color amarillo o café oscuro. El comportamiento en los adultos en comparación con las ninfas es de que son más activos ya que pueden volar (Solís y Ayala, 1998).

Los trips pueden completar su ciclo de vida entre 14 y 30 días, cuando las temperaturas son mayores a los 30°C, el ciclo de vida puede acortar a 10 días. Los adultos pueden vivir hasta 20 días. Los adultos no requieren copular para reproducirse ya que lo pueden hacer partenogenéticamente. Las hembras que no son apareadas, producen solamente hembras como progenie; cada hembra puede producir hasta 80 huevos. En algunos lugares del mundo toda la población de trips está compuesta solamente por hembras. Este aspecto reproductivo es muy importante ya que, de una sola hembra puede generarse una población en poco tiempo (Anaya, 1992).

#### **2.3.4.8 Hábitos y daños**

Los trips son los insectos más dañinos en los cultivos. Tienen una manera muy peculiar de alimentarse, al principio puyan y raspan la superficie de las flores, en este proceso los trips liberan sustancias que ayudan a pre-digerir los tejidos, para posteriormente chupar el contenido de la planta aunque también pueden alimentarse de polen (Cornell University, 1996).

Los adultos y ninfas pasan el invierno ocultos en los tallos de pastos rastreros, residuos de cosecha, en primavera abandonan sus refugios y buscan plantaciones nuevas para alimentarse, en climas cálidos son activos la mayor parte del año (Davison y Williams, 1992).

Lemmet y Lindqvist (1993), menciona que el *Thrips spp.* transmite el virus de la marchitez manchada de tomate.

#### **2.3.4.9 Niveles críticos**

Los niveles críticos es la densidad a la que se deben aplicar medidas de control con el fin de evitar el aumento en la población de la plaga, impidiendo así que llegue al nivel de daño económico. El nivel crítico o umbral económico siempre representa una densidad de plaga menos que la del nivel de daño económico, con la finalidad de permitir el inicio de las medidas de control, de tal manera se pueden llevar acabo antes de que la densidad de la plaga exceda en nivel de daño económico (Metcalf y Luckman, 1990).

Se han propuesto varias definiciones para describir el nivel de daño económico incluyendo “la baja densidad de población que causa daño económico”, “el nivel incluyendo la baja densidad de población que causa daño económico”, “el nivel en el cual en daño ya no es tolerable y por lo tanto, es deseable iniciar actividades específicas de control alcanzarlo o antes” o “la densidad más crítica en lo que las pérdidas causadas por las plagas igualan en valor el costo de las medidas de control de que se dispone (Metcalf y Luckmann, 1990).

En México los niveles críticos para el cultivo de jitomate son los siguientes:

- Cuando se observe los primeros insectos en la planta (Tamaulipas).
- Cuando haya 10 insectos por planta joven (Baja California Sur, Baja California Norte y Sonora).
- Cuando se observen de 25 a 30 trips/planta (Sinaloa).

Fuente: Lagunes y Rodríguez, 1988.

#### **2.3.4.10 Muestreo**

Los trips son fácilmente detectables en las plantas. El monitoreo de comercial se hace inspeccionando las plantas individualmente en campo, en las plantas seleccionadas, la revisión se debe concentrar en las flores, anotando por cada planta el número de trips y la cantidad de flores afectadas (Cornell University, 1996).

### **2.3.4.11 Estrategias de manejo**

Existe un gran rango de medidas de control que reduce la severidad de daños causados por trips de cultivo de la jitomate en general para los cultivos, de los que podemos mencionar al control cultural, biológico, químico y control integrado en donde se engloba a todas las medidas de control anteriores (Hernández, 1998).

#### **2.3.4.11.1 Control cultural**

Las plantas con mayor turgencia más el daño de trips que aquellas que se someten a estrés hídrico (Latorre, 1990).

La buena labranza y la limpieza del terreno es benéfico, así como la destrucción, quemado de malezas y residuos de cosecha pues reduce en número de trips. La época de siembra y el tiempo de siembra a la cosecha pueden reducir daños severos; la rotación de cultivos es otra de las opciones para disminuir las infestaciones, esto es particularmente importante cuando los insectos persisten en los restos del mismo cultivo o en el suelo. Las plantas y residuos que quedan en el campo después de la cosecha son una buena fuente de infestación de los trips. Debe removerse o destruir todas las plantas que no se cosecharon y los residuos que quedaron. La destrucción y quemado de malezas y residuos de cosecha reducen en número de trips. Las labores culturales y otras prácticas agroquímicas, reducen los trips presentes en el suelo. La rotación de los cultivos no hospederos pueden disminuir las infestaciones y esto es particularmente cuando los insectos persisten en los restos del mismo cultivo o en el suelo (Latorre, 1990).

#### **2.3.4.11.2 Control biológico**

Los trips tienen muchos enemigos naturales y que se encuentran en forma silvestre, por ejemplo, el hongo parasítico *Entomophthora parvispora* el cual es una especie prometedora. Otros hongos como *Verticillium lecanii* que atacan trips y se comercializa como VERTALEC en Inglaterra para el control de *T. tabaci*, bajo condiciones de invernadero, pero no comercializan en gran escala. Otros parasitoides de ninfas son *Triopctenus brui* (Hymenoptera: Chalcididae). Depredadores como *Ceratomegilla maculata* (Coleoptera: Coccinellidae). Otras

especies de catarinitas y la chinche pirata *Orius tristicolor* son depredadores de trips (Davidson, 1992).

### 2.3.4.11.3 Control químico

De manera general el umbral económico es de 10 a 20 trips/planta. Para el combate químico se pueden utilizar los siguientes insecticidas: monocrotofós, dimetoato, carbofuran, carbalario, diazinón, endosulfan, malatión, metomilo, azinfos, metílico, oxidemetón metílico, acefate, cipermetrina, deltametrina: aplicándolos a intervalos de 7 a 15 días (Lagunes y Rodríguez, 1998).

Uvah y Coaker (1984) menciona que los insecticidas organoclorados y organofosforados se han usado de forma irracional para disminuir las poblaciones de trips. Algunos de los productos que se recomiendan para el control de trips son: Bromofos, Carbaril, Endosulfan, Diazinón, Forato, piretroides sintéticos y espolvoreo de azufre. En el cuadro 1 se señala los productos y dosis recomendadas para el control de trips en México.

**Cuadro 1.** Productos, formulación y dosis autorizadas para el control químico de *Thrips* spp. en México.

Nombres		Formulación	Dosis/ha (L o kg)
<b>Comercial</b>	Técnico		
<b>Diazinón 25 CE</b>	Diazinón	CE 25	1.0 a 1.5
<b>Malatión</b>	Malatión	CE 84	1.0
<b>Foley</b>	Paration metílico	PH.50	0.8 a 1.0
<b>Lanate</b>	Metomyl	PS 90	0.3
<b>Metasystemox</b>	Metasystox-R	CE 50	0.35 a 0.5

Fuente: Lagunes y Rodríguez, 1988.

### 2.3.4.11.4 Control integral

El control integrado es una noción o estrategia de carácter preventivo o perdurable, que combina tácticas compatibles para reducir las poblaciones de organismos a niveles que no causen pérdidas económicamente importantes,

con efectos negativos mínimos sobre el ambiente y la salud humana (Hilje, 1994).

El control integrado de plagas ha llegado a constituir en los últimos años, una de las practicas agronómicas más significativas en la producción agrícola, con el firme propósito de obtener mejores resultados en el control de plagas que afectan a la mayoría de los cultivos. Esta práctica surge como una necesidad de contrarrestar el efecto de los insecticidas, teniendo como principal objetivo disminuir al máximo contaminante del ambiente por el uso indiscriminado de los mismos, así como el producir alimentos libres de las sustancias nocivas contenidas en los diferentes plaguicidas que hoy se sabe son altamente dañinos los seres vivos (Salas, 1995).

### **3. MATERIALES Y MÉTODO**

#### **3.1 Localización del sitio experimental.**

El experimento se estableció el 2 de julio de 2011 en Atlatlahucan Morelos, localizado a 18° 56' de latitud norte y 98° 54' de longitud oeste con una altitud de 1,656 metros sobre el nivel del mar (msnm). Este sitio presenta una temperatura media anual de 20 °C y una precipitación de 1,005 mm, se le considera un clima templado-frío con régimen de lluvias en los meses más calurosos de mayo y junio (García, 1988).

#### **3.2 Semilla**

Se utilizó la variedad de jitomate Pony Express F1 con una densidad de 23,000 plantas por hectárea. De acuerdo a la información del productor (C. Joel Carmona), ésta variedad tiene un buen rendimiento, su ciclo es corto (70 días aproximadamente) y además reúne las características que los productores buscan como son: tamaño, forma, consistencia y buen color.

#### **3.3 Organismo plaga**

Se realizó un manejo sobre los principales insectos plagas que se presentaron en el cultivo de jitomate en verano de 2011 (julio - septiembre), las cuales

fueron: mosca blanca (*Bemisia* spp.), pulgones (*Myzus persicae*), trips (*Thrips* spp.) y paratrioza (*Bactericera cockerelli*).

### 3.4 Diseño experimental

El experimento se estableció en un arreglo de bloques completos al azar con tres repeticiones como se muestra en el cuadro 2, la unidad experimental fue conformada por siete surcos a una distancia de 1.4 m entre sí y 13.5 m de largo.

**Cuadro 2.** Diseño de los tratamientos utilizados en el cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011.

BLOQUE I	BLOQUE II	BLOQUE III
Trat 1	Trat 3	Trat 2
Trat 2	Trat 1	Trat 3
Trat 3	Trat 2	Trat 1
Trat 4	Trat 4	Trat 4
Trat 5	Trat 5	Trat 5

Trat 1: manejo de insectos plaga con insecticidas químicos patentados, Trat 2: manejo de insectos plaga con insecticidas químicos genéricos, Trat 3: manejo de insectos plaga con insecticidas biológico-orgánicos, trat 4: manejo convencional de insectos plaga por el productor y Trat 5: testigo absoluto.

### 3.5 Tratamientos

Se utilizaron cuatro tratamientos para el manejo de insectos plaga durante todo el ciclo del cultivo y un testigo absoluto. Las aplicaciones se realizaron cada siete días después del trasplante.

Se realizaron las aplicaciones en base al monitoreo de los insectos plaga, en el cuadro 3 se muestran los plaguicidas químicos patentados con su (s) respectivo (s) genérico (s), así como los productos biológico-orgánicos que se aplicaron durante la investigación.

Para llevar a cabo la aplicación de los tratamientos, se utilizó una mochila manual marca SOLO con una boquilla de cuatro puntos, previa calibración del equipo con un gasto de 250 L de agua / ha. Se usó la dosis comercial de los productos aplicados en los tratamientos.

**Cuadro 3.** Programa de aplicación de los tratamientos con insecticidas químicos patentados, genéricos y biológico-orgánicos contra los principales insectos plaga del jitomate (Mosca blanca: *Bemisia* spp., pulgones: *Myzus* spp., paratíozoa: *Bactericera cockerelli* y trips: *Thrips* spp.), en Atlatlahucan, Morelos. 2011.

Número de aplicaciones	Fecha de aplicaciones	Insecticidas químicos patentados	Insecticidas químicos genéricos	Insecticidas biológico-orgánicos
1	9 de julio	Confidor (imidacloprid)	Core (imidacloprid)	Aza-direct
2	20 de julio	Confidor (imidacloprid)	Citlali (imidacloprid)	Aza-direct
3	30 de julio	Perfekthion (dimetoato)	Rogor (dimetoato)	Bug Clean
4	6 agosto	Lorsban (clorpirifos)	Clorver (clorpirifos)	Beatron + Bug Clean
5	13 de agosto	Karate (lambda cyhalotrina)	Kendo (lambda cyhalotrina)	Beatron+Crymax
6	20 de agosto	New leverage (imidacloprid + deltametrina)	Confidor+Decis forte (imidacloprid) + (deltametrina)	Bug Clean
7	27 de agosto	Karate (lambda cyhalotrina)	Kendo (lambda cyhalotrina)	Crymax+Aza-direct
8	3 de septiembre	New leverage (imidacloprid + deltametrina)	Confidor+Decis forte (imidacloprid) + (deltametrina)	Crymax+Aza-direct
9	10 de septiembre	New leverage (imidacloprid + deltametrina)	Confidor+Decis forte (imidacloprid) + (deltametrina)	Beatron+Crymax

**3.5.1 Manejo con insecticidas patentados.** Se usaron diferentes productos comerciales patentados para el manejo de insectos plaga durante el ciclo del cultivo, los cuales se muestran en el cuadro 4, en este se muestra el número de aplicación, nombre comercial y su ingrediente activo y la dosis comercial de acuerdo al cultivo y plaga. Su aplicación se realizó tomando en cuenta los grupos químicos y se fueron rotando para evitar la generación de resistencia.

**Cuadro 4.** Tratamiento con insecticidas químicos patentados utilizados para el manejo de insectos plaga (mosca blanca: *Bemisia* spp., pulgones: *Myzus* spp., paratrioza: *Bactericera cockerelli* y trips: *Thrips* spp.) en el cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos. 2011.

Número de aplicaciones	Nombre comercial	Ingrediente activo (I.A.)	Dosis comercial /Ha.
1	Confidor	imidacloprid	1.0
2	Confidor	imidacloprid	1.0
3	Perfekthion	dimetoato	1.0
4	Lorsban	clorpirifos	1.5
5	Karate	lambda cyhalotrina	0.5 L
6	New leverage	imidacloprid + deltametrina	1.5
7	Karate	lambda cyhalotrina	0.5 L
8	New leverage	imidacloprid + deltametrina	1.5
9	New leverage	imidacloprid + deltametrina	2.0

**3.5.2 Manejo con insecticidas genéricos.** Se probaron diferentes insecticidas químicos genéricos de los mismos ingredientes activos que los patentados para el manejo de insectos plaga, los cuales se muestran en el cuadro 5, en éste se muestra el número de aplicación, nombre comercial y su ingrediente activo y la dosis comercial que aparece en la etiqueta. Su aplicación se realizó tomando en cuenta los grupos químicos y se fueron rotando para evitar la generación de resistencia.

**Cuadro 5.** Tratamiento con insecticidas químicos genéricos utilizados para el manejo de insectos plaga (mosca blanca: *Bemisia* spp., pulgones: *Myzus* spp., paratrioza: *Bactericera cockerelli* y trips: *Thrips* spp.) en el cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos. 2011.

Número de aplicaciones	Nombre comercial	Ingrediente activo (I.A.)	Dosis comercial /Ha.
1	Core	imidacloprid	1.0 L
2	Citlalli	imidacloprid	0.75 L
3	Rogor	cimetoato	1.0 L
4	Clorver	clorpirifos	1.0 L
5	Kendo	lambda cyhalotrina	0.35 L
6	Confidor + Decis forte	imidacloprid + deltametrina	0.5 L + 0.2 L
7	Kendo	lambda cyhalotrina	0.35 L
8	Confidor + Decis forte	imidacloprid + deltametrina	0.5 L + 0.2 L
9	Confidor + Decis forte	imidacloprid + deltametrina	0.5 L + 0.2 L

**3.5.3 Manejo con insecticidas biológico-orgánicos.** Este tratamiento se hizo con el fin prepararse para el futuro, para que los productores se familiarizaran con este tipo de manejo para mercados exigentes como Europa. En el cuadro 6 se muestra el número de aplicación, nombre comercial y su ingrediente activo y la dosis comercial que aparece en la etiqueta.

**Cuadro 6.** Tratamiento con insecticidas biológico-orgánicos utilizados para el manejo de insectos plaga (mosca blanca: *Bemisia* spp., pulgones: *Myzus* spp., paratrioza: *Bactericera cockerelli* y trips: *Thrips* spp.) en el cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos. 2011.

Número de aplicaciones	Nombre comercial	Ingrediente activo (I.A.)	Dosis comercial /Ha.
1	Aza-direct	azadiractina	1.0 L
2	Aza-direct	azadiractina	1.0 L
3	Bug Clean	extractos botánicos	1.0 L
4	Beatron + Bug Clean	beauveria bassiana+ extractos botánicos	0.240 kg + 1.0 L
5	Beatron+Crymax	<i>beauveria bassiana</i> + <i>bacillus thuringiensis</i>	0.240 kg + 1.0 kg
6	Bug Clean	extractos botánicos	1.0 L
7	Crymax+Aza-direct	<i>bacillus thuringiensis</i> + azadiractina	1.0 kg + 1.0 L
8	Crymax+Aza-direct	<i>bacillus thuringiensis</i> + azadiractina	1.0 kg + 1.0 L
9	Beatron+Crymax	<i>beauveria bassiana</i> + <i>bacillus thuringiensis</i>	0.240 kg + 1.0 kg

**3.5.4 Manejo convencional.** Este tratamiento lo llevó a cabo el productor cooperante para el manejo de insectos plaga. En el cuadro 7 se muestra el número de aplicación, nombre comercial y su ingrediente activo y la dosis comercial que él aplicó.

**Cuadro 7.** Tratamiento convencional utilizado por el productor para el manejo de insectos plaga (mosca blanca: *Bemisia* spp., pulgones: *Myzus* spp., paratrioza: *Bactericera cockerelli* y trips: *Thrips* spp.) en el cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos. 2011.

Numero de aplicaciones	Fecha de aplicaciones	Insecticida comercial	Ingrediente activo (I.A.)	Dosis comercial / Ha
1	5 de julio	Tamaron 600	metamidofos	1.0 L
2	7 de julio	Core	imidacloprid	1.0 L
3	19 de julio	Dimetoato	dimetoato	1.0 L
4	22 de julio	Coragen	clorantraniliprol	0.15 L
5	27 julio	Imidacron	imidacloprid	0.5 kg
6	6 de agosto	Endecoral	endosulfan	2.0 L
7	13 de agosto	Endecoral	endosulfan	2.0 L
8	23 de agosto	Oberon	spiromesifen	0.6 L
9	29 de agosto	Movento	spirotetramat	0.6 L
10	3 de septiembre	Muralla Max	imidacloprid + betacyfluthrin	0.3 L
11	8 de septiembre	Applaud	buprofezin	1.0L

**3.5.5 Testigo absoluto.** Se planteó un tratamiento donde no se realizó alguna aplicación para el manejo de insectos plaga (mosca blanca: *Bemisia* spp., pulgones: *Myzus* spp., paratrioza: *Bactericera cockerelli* y trips: *Thrips* spp.) y que sirvió para comparar los resultados obtenidos.

### 3.6 Evaluación de los tratamientos

Esta actividad se comenzó a los 15 días de julio (después de la primera aplicación de los tratamientos), culminándose hasta el día 10 de septiembre del año 2011 (última evaluación). El cronograma de evaluaciones durante los meses de julio a septiembre de 2011 en la presente investigación se muestra en el cuadro 8.

**Cuadro 8.** Fechas de evaluaciones de todos los tratamientos para los insectos plaga (mosca blanca: *Bemisia* spp., pulgones: *Myzus* spp., paratrioza: *Bactericera cockerelli* y trips: *Thrips* spp.) en el cultivo de jitomate en Atlatlahucan, Morelos. 2011.

Fecha	Número de evaluación	Fecha	Número de evaluación
15 de julio	1	20 de agosto	6
20 de julio	2	27 de agosto	7
30 de julio	3	3 de septiembre	8
6 de agosto	4	10 de septiembre	9
13 de agosto	5		

Durante el trasplante, el productor realizó una aplicación a toda la parcela experimental con Counter (Terbufós 5G) con una dosis de 20 kg/ha para evitar el daño de las gallinas ciegas (*Phyllophaga* spp.), gusanos de alambre (Elateridos), nematodos y otras especies de insectos plaga que habitan en el suelo.

### 3.7 Variables evaluadas

#### 3.7.1 Fluctuación poblacional de adultos (mosca blanca, pulgones, paratrioza y trips), ninfas (mosca blanca y pulgones) y huevecillos (mosca blanca y paratrioza).

##### 3.7.1.1 Fluctuación poblacional de adultos

Para la evaluación de la población de los adultos, se realizó un muestreo visual directamente sobre 10 plantas tomadas al azar en tres surcos centrales de cada unidad experimental. Sobre cada planta se eligieron dos hojas de estrato superior para contabilizar el número de adultos de mosca blanca (*Bemisia* spp.), pulgones (*Myzus* spp.), paratrioza (*Bactericera cockerelli*) y trips (*Thrips* spp.). Las evaluaciones se realizaron en las primeras horas de la mañana a fin de evitar subestimaciones o sobrestimaciones por efecto de la movilidad de los insectos en horas más tardes y cálidas del día.

### **3.7.1.2 Fluctuación poblacional de ninfas**

El muestreo de las ninfas de mosca blanca (*Bemisia* spp.), pulgones (*Myzus* spp.) y paratrioza (*Bactericera cockerelli*) se realizó al azar en los tres surcos de la parcela útil y en el envés de dos hojas en el estrato medio de cada planta, contabilizando el número de ninfas por hoja, con la ayuda de una lupa. El tamaño de muestreo fue de 20 hojas por unidad experimental.

### **3.7.1.3 Fluctuación poblacional huevecillos**

El muestreo de los huevecillos de mosca blanca (*Bemisia* spp.) y paratrioza (*Bactericera cockerelli*), se realizó al azar en los tres surcos de la parcela útil y en dos hojas del estrato medio de la planta, contabilizando el número de huevecillos por hoja, con la ayuda de una lupa. El tamaño de muestreo fue de 20 hojas por unidad experimental. El muestreo se llevó a cabo cada 7 días.

## **3.7.2 Comportamiento temporal de los insectos plaga y eficacia de los tratamientos.**

Con el apoyo de Excel (office 2010) se graficaron los datos obtenidos de la fluctuación poblacional de insectos plaga de los diferentes estadios hallados en la presente investigación, es decir; adultos (mosquita blanca: *Bemisia* spp., pulgones: *Myzus* spp., paratrioza: *Bactericera cockerelli* y trips: *Thrips* spp.), ninfas (mosquita blanca: *Bemisia* spp., pulgones: *Myzus* spp. y paratrioza: *Bactericera cockerelli*) y huevecillos (mosquita blanca: *Bemisia* spp. y paratrioza: *Bactericera cockerelli*).

## **3.7.3 Rendimiento**

La empresa COSMOCEL, S. A. participó con su programa de nutrición en esta investigación contabilizó. El rendimiento se determinó a los 80 días después del trasplante. Se contabilizó el número total de frutos por planta, tomando a 10 por unidad experimental seleccionadas al azar. Los frutos se cosecharon y se pesaron en una báscula 5-H mecánica con cucharón de 5 kg, expresando como número de frutos por planta, peso en toneladas por hectárea y finalmente se clasificaron de acuerdo a su tamaño: calibre primera (C1A), calibre segunda (C2DA) y calibre tercera (C3RA). Para esta variable, se agruparon sólo en dos tratamiento: COSMOCEL y testigo absoluto.

### 3.8 Análisis de datos

Los datos obtenidos del número de adultos, ninfas y huevecillos de los insectos plaga encontrados, además del rendimiento y calidad de frutos (calibres) se analizaron a través de un análisis de varianza (ANOVA) y prueba de Tukey ( $\alpha \leq 0.05$ ), con la ayuda del programa SAS. Además se utilizó Excel (Office 2010) para graficar el comportamiento temporal de los insectos plaga.

## 4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

**Fluctuación población de adultos (mosca blanca, pulgones, paratrioza y trips), ninfas (mosca blanca y pulgones) y huevecillo (mosca blanca y paratrioza)**

### 4.1 Fluctuación poblacional de adultos de mosquita blanca (*Bemisia* spp.)

La fluctuación poblacional de adultos de mosquita blanca (*Bemisia* spp.) fue estadísticamente igual en las evaluaciones 1, 3, 4 y 6 en los cinco tratamientos evaluados (Cuadro 9). El hecho de que el testigo absoluto (Trat 5) no haya presentado diferencias significativas en las primeras evaluaciones, se puede atribuir a que apenas comenzaba la presencia de los insectos plaga. Sin embargo, en las evaluaciones 5, 7, 8 y 9, se apreciaron diferencias estadísticas entre los tratamientos aplicados (Cuadro 9). En la evaluación 2, los mejores tratamientos fueron, 1: insecticidas químicos patentados, 2: insecticidas químicos genéricos y 3: insecticidas biológico-orgánicos; mientras que en la evaluación 5 los mejores tratamientos fueron sólo insecticidas químicos patentados y genéricos; en la evaluación 7 y 9 los tratamientos a base de insecticidas fueron los mejores estadísticamente y diferentes al testigo. En la evaluación 8, los insecticidas químicos patentados, los químicos genéricos y los biológico-orgánicos fueron los mejores y diferentes significativamente al manejo convencional del productor y al testigo absoluto. En general, los tratamientos a base de insecticidas químicos patentados, químicos genéricos y biológico-orgánicos fueron los mejores, porque mostraron un número menor de mosquita blanca (*Bemisia* spp.) en jitomate (Cuadro 9).

**Cuadro 9.** Comportamiento temporal poblacional de adultos de mosquita blanca (*Bemisia spp.*) en plantas de jitomate manejadas con insecticidas químicos patentados, químicos genéricos, biológico-orgánicos, manejo convencional del productor y testigo absoluto a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011.

Trats	Eval1	Eval 2	Eval 3	Eval 4	Eval 5	Eval 6	Eval 7	Eval 8	Eval 9
	15 julio	20 julio	30 julio	6 agosto	13 agosto	20 agosto	27 agosto	3 septiembre	10 septiembre
1	0.00 a	0.33 b	0.00 a	0.66 a	0.00 b	0.33 a	3.33 b	0.66 b	0.33 b
2	0.33 a	0.33 b	0.33 a	0.00 a	0.00 b	0.00 a	5.33 b	2.00 b	0.33 b
3	0.33 a	0.33 b	0.00 a	0.00 a	1.66 a	1.00 a	7.00 b	2.33 b	1.33 b
4	0.33 a	2.00 a	0.66 a	1.66 a	1.00 ab	2.66 a	9.66 b	12.33 a	3.66 b
5	1.00 a	1.33 ab	1.00 a	1.33 a	0.33 ab	3.33 a	23.66 a	17.00 a	20.00 a
Media	0.40	0.86	0.40	0.73	0.60	1.46	9.80	6.86	5.13
DMSH	1.41	1.58	1.70	4.16	1.58	3.37	11.76	9.08	7.63

Trats: tratamientos; 1: insecticidas químicos patentados; 2: insecticidas químicos genéricos; 3: insecticidas biológico-orgánicos; 4: manejo convencional por el productor; 5: testigo absoluto; Eval: evaluaciones; DMSH: diferencia mínima significativa honesta. <sup>z</sup> Medias con letras iguales dentro de la misma columna son estadísticamente iguales (Tukey  $\alpha \leq 0.05$ ).

#### 4.2 Fluctuación poblacional de ninfas de mosquita blanca (*Bemisia spp.*)

La fluctuación poblacional de ninfas de mosquita blanca (*Bemisia spp.*) en las evaluaciones 1, 2, 3, 4 y 5 en los cinco tratamientos evaluados (Cuadro 10) no se presentaron insectos plaga, por lo que estadísticamente, no hay diferencias significativas. Esto se explica que apenas comenzaba la presencia de los insectos plaga en el cultivo. Sin embargo, en las evaluaciones 6, 7, 8 y 9 se apreciaron diferencias estadísticas entre los tratamientos aplicados (Cuadro 10). En la evaluación 6, los mejores tratamientos fueron, 1: insecticidas químicos patentado y 2: insecticidas químicos genéricos mientras que en la evaluación 7, los mejores fueron, 2: insecticidas químicos genéricos, 1: insecticidas químicos patentados y 3: insecticidas biológico-orgánicos. En la evaluación 8 y 9 el testigo absoluto fue el único tratamiento que mostró diferencia significativa con mayor número de ninfas de mosquita blanca (*Bemisia spp.*), comparando con los demás. En general, todos los tratamientos fueron buenos porque mostraron un número menor de ninfas de mosquita

blanca (*Bemisia* spp.), excepto el testigo absoluto, en el cultivo de jitomate (cuadro 10).

**Cuadro 10.** Comportamiento temporal poblacional de ninfas de mosquita blanca (*Bemisia* spp.) en plantas de jitomate manejadas con insecticidas químicos patentados, químicos genéricos, biológico-orgánicos, manejo convencional del productor y testigo absoluto a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011.

Trats	Eval1	Eval 2	Eval 3	Eval 4	Eval 5	Eval 6	Eval 7	Eval 8	Eval 9
	15 julio	20 julio	30 julio	6 agosto	13 agosto	20 agosto	27 agosto	3 septiembre	10 septiembre
1	0 a	0 a	0 a	0.00 a	0 a	0.00 b	0.33 b	0.33 b	0.00 b
2	0 a	0 a	0 a	0.00 a	0 a	0.00 b	0.00 b	0.66 b	0.33 b
3	0 a	0 a	0 a	0.00 a	0 a	0.33 ab	0.66 b	0.66 b	0.66 b
4	0 a	0 a	0 a	0.33 a	0 a	1.33 ab	2.33 ab	1.66 b	1.33 b
5	0 a	0 a	0 a	1.00 a	0 a	9.00 a	6.00 b	5.66 a	6.00 a
Media	0	0	0	0.26	0	2.13	1.86	1.80	1.66
DMSH	0	0	0	1.31	0	8.87	4.66	2.70	3.49

Trats: tratamientos; 1: insecticidas químicos patentados; 2: insecticidas químicos genéricos; 3: insecticidas biológico-orgánicos; 4: manejo convencional por el productor; 5: testigo absoluto; Eval: evaluaciones; DMSH: diferencia mínima significativa honesta. <sup>2</sup> Medias con letras iguales dentro de la misma columna son estadísticamente iguales (Tukey  $\alpha \leq 0.05$ ).

### 4.3 Fluctuación poblacional de huevecillos de mosquita blanca (*Bemisia* spp.)

La fluctuación poblacional de huevecillos de mosquita blanca (*Bemisia* spp.) fue estadísticamente igual en las evaluaciones 1, 2, 3, 4, 5 y 6 en los cinco tratamientos evaluados (Cuadro 11). El hecho de que el testigo absoluto (Trat 5) no haya presentado diferencias significativas en las primeras seis evaluaciones, se puede atribuir a que apenas comenzaba la presencia de insectos plaga. Sin embargo en la evaluación 7, 8 y 9 se apreciaron diferencias estadísticas entre los tratamientos aplicados; en éstas tres últimas evaluaciones, los mejores tratamientos fueron 1: insecticidas químicos patentados, 2: insecticidas químicos genéricos, 3: insecticidas biológico-orgánicos y el manejo convencional del productor.

**Cuadro 11.** Comportamiento temporal poblacional de huevecillos de mosquita blanca (*Bemisia spp.*) en plantas de jitomate manejadas con insecticidas químicos patentados, químicos genéricos, biológico-orgánicos, manejo convencional del productor y testigo absoluto a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011.

Trats	Eval1	Eval 2	Eval 3	Eval 4	Eval 5	Eval 6	Eval 7	Eval 8	Eval 9
	15 julio	20 julio	30 julio	6 agosto	13 agosto	20 agosto	27 agosto	3 septiembre	10 septiembre
1	0 a	0 a	0 a	0.00 a	0.00 b	0.00 a	0.66 b	0.00 b	0.00 b
2	0 a	0 a	0 a	0.00 a	0.00 b	0.00 a	0.33 b	0.33 b	0.33 b
3	0 a	0 a	0 a	0.00 a	0.00 b	0.00 a	0.66 b	0.33 b	1.00 b
4	0 a	0 a	0 a	0.00 a	0.66 ab	0.66 a	1.00 b	1.00 b	2.00 b
5	0 a	0 a	0 a	0.66 a	1.66 a	5.66 a	5.66 a	8.33 a	10.66 a
Media	0	0	0	0.13	0.46	1.26	1.66	2.00	2.80
DMSH	0	0	0	0.72	1.09	6.90	4.05	3.33	7.25

Trats: tratamientos; 1: insecticidas químicos patentados; 2: insecticidas químicos genéricos; 3: insecticidas biológico-orgánicos; 4: manejo convencional por el productor; 5: testigo absoluto; Eval: evaluaciones; DMSH: diferencia mínima significativa honesta. <sup>z</sup> Medias con letras iguales dentro de la misma columna son estadísticamente iguales (Tukey  $\alpha \leq 0.05$ ).

#### 4.4 Fluctuación poblacional de adultos de paratrioza (*Bactericera cockerelli*)

La fluctuación poblacional de adultos de paratrioza (*Bactericera cockerelli*) fue estadísticamente igual en las evaluaciones 1, 2, 3, 4, 5, 6 y 9 en los cinco tratamientos evaluados (Cuadro 12). El testigo absoluto no presentó diferencias significativas, esto se atribuye a que la presencia de la paratrioza aún no se presentaba. Sin embargo, en las evaluaciones 7 y 8 se apreciaron diferencias estadísticas entre los tratamientos aplicados. En la evaluación 7, el único tratamiento que presentó mayor número de adultos de paratrioza (*Bactericera cockerelli*) fue el testigo absoluto y entre los otros tratamientos no hubo diferencia significativa. En la evaluación 8, los mejores tratamientos fueron 1: insecticidas químicos patentados, 2: insecticidas químicos genéricos y 3: insecticidas biológico-orgánicos.

**Cuadro 12.** Comportamiento temporal poblacional de adultos de paratrioza (*Bactericera cockerelli*) en plantas de jitomate manejadas con insecticidas químicos patentados, químicos genéricos, biológico-orgánicos, manejo convencional del productor y testigo absoluto a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011.

Trats	Eval1	Eval 2	Eval 3	Eval 4	Eval 5	Eval 6	Eval 7	Eval 8	Eval 9
	15 julio	20 julio	30 julio	6 agosto	13 agosto	20 agosto	27 agosto	3 septiembre	10 septiembre
1	0 a	0 a	0 a	0 a	0.00 a	0.00 a	0.00 b	2.66 c	1.33 a
2	0 a	0 a	0 a	0 a	0.00 a	0.00 a	0.00 b	2.66 c	2.33 a
3	0 a	0 a	0 a	0 a	0.00 a	0.00 a	0.33 b	3.00 c	4.00 a
4	0 a	0 a	0 a	0 a	0.00 a	0.00 a	0.66 b	7.00 b	15.00 a
5	0 a	0 a	0 a	0 a	2.00 a	2.66 a	9.00 a	13.66 a	17.33 a
Media	0	0	0	0	0.40	0.53	2.00	5.80	8.00
DMSH	0	0	0	0	2.18	3.17	3.53	3.09	22.01

Trats: tratamientos; 1: insecticidas químicos patentados; 2: insecticidas químicos genéricos; 3: insecticidas biológico-orgánicos; 4: manejo convencional por el productor; 5: testigo absoluto; Eval: evaluaciones; DMSH: diferencia mínima significativa honesta. <sup>2</sup> Medias con letras iguales dentro de la misma columna son estadísticamente iguales (Tukey  $\alpha \leq 0.05$ ).

#### 4.5 Fluctuación poblacional de ninfas de paratrioza (*Bactericera cockerelli*).

La fluctuación poblacional de ninfas de paratrioza (*Bactericera cockerelli*) fue estadísticamente igual en las evaluaciones 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7 y 8 en los cinco tratamientos evaluados (Cuadro 13). El echo de que el testigo absoluto (Trat 5) no haya presentado diferencias significativas en todas éstas evaluaciones, se atribuye a que aún no comenzaba la presencia de adultos del insecto plaga (paratrioza: *Bactericera cockerelli*). Sin embargo, en la evaluación 9 se aprecia diferencia estadística entre los tratamientos aplicados. Én esta última evaluación es testigo absoluto (Trat 5) fue el único tratamiento que mostró mayor número de ninfas de paratrioza (*Bactericera cockerelli*) y entre el resto de los tratamientos no hubo diferencia significativa.

**Cuadro 13.** Comportamiento temporal poblacional de ninfas de paratrioza (*Bactericera cockerelli*) en plantas de jitomate manejadas con insecticidas químicos patentados, químicos genéricos, biológico-orgánicos, manejo convencional del productor y testigo absoluto a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011.

Trats	Eval1	Eval 2	Eval 3	Eval 4	Eval 5	Eval 6	Eval 7	Eval 8	Eval 9
	15 julio	20 julio	30 julio	6 agosto	13 agosto	20 agosto	27 agosto	3 septiembre	10 septiembre
1	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	0.00 b
2	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	0.00 b
3	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	0.00 b
4	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	0.00 b
5	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	11.66 a
Media	0	0	0	0	0	0	0	0	2.33
DMSH	0	0	0	0	0	0	0	0	4.43

Trats: tratamientos; 1: insecticidas químicos patentados; 2: insecticidas químicos genéricos; 3: insecticidas biológico-orgánicos; 4: manejo convencional por el productor; 5: testigo absoluto; Eval: evaluaciones; DMSH: diferencia mínima significativa honesta. <sup>2</sup> Medias con letras iguales dentro de la misma columna son estadísticamente iguales (Tukey  $\alpha \leq 0.05$ ).

#### 4.6 Fluctuación poblacional de huevecillos de paratrioza (*Bactericera cockerelli*).

La fluctuación poblacional de huevecillos de paratrioza (*Bactericera cockerelli*) fue estadísticamente igual en las evaluaciones 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7 y 8 en los cinco tratamientos evaluados (Cuadro 14). Prácticamente en las primeras cuatro evaluaciones no hubo presencia de insectos plagas, por lo que no hubo diferencias significativas en los tratamientos evaluados. En la evaluación 9, los mejores tratamientos fueron 1: insecticidas químicos patentados, 3: insecticidas biológico-orgánicos y 2: insecticidas químicos genéricos.

**Cuadro 14.** Comportamiento temporal poblacional de huevecillos de paratrioza (*Bactericera cockerelli*) en plantas de jitomate manejadas con insecticidas químicos patentados, químicos genéricos, biológico-orgánicos, manejo convencional del productor y testigo absoluto a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011.

Trats	Eval1	Eval 2	Eval 3	Eval 4	Eval 5	Eval 6	Eval 7	Eval 8	Eval 9
	15 julio	20 julio	30 julio	6 agosto	13 agosto	20 agosto	27 agosto	3 septiembre	10 septiembre
1	0 a	0 a	0 a	0 a	0.00 a	0 a	0 a	0 a	21.33 b
2	0 a	0 a	0 a	0 a	0.33 a	0 a	0 a	0 a	27.00 b
3	0 a	0 a	0 a	0 a	0.00 a	0 a	0 a	0 a	22.33 b
4	0 a	0 a	0 a	0 a	0.00 a	0 a	0 a	0 a	122.00 a
5	0 a	0 a	0 a	0 a	0.00 a	0 a	0 a	0 a	166.33 a
Media	0	0	0	0	0.06	0	0	0	71.80
DMSH	0	0	0	0	0.72	0	0	0	73.31

Trats: tratamientos; 1: insecticidas químicos patentados; 2: insecticidas químicos genéricos; 3: insecticidas biológico-orgánicos; 4: manejo convencional por el productor; 5: testigo absoluto; Eval: evaluaciones; DMSH: diferencia mínima significativa honesta. <sup>2</sup> Medias con letras iguales dentro de la misma columna son estadísticamente iguales (Tukey  $\alpha \leq 0.05$ ).

#### 4.7 Fluctuación poblacional de adultos de pulgones (*Myzus spp.*)

La fluctuación poblacional de adultos de pulgones (*Myzus spp.*) fue estadísticamente igual en las evaluaciones 1, 2, 3, 4, 5 y 6 en todos los tratamientos evaluados (Cuadro 15). Sin embargo, en las evaluaciones 7, 8 y 9 se apreciaron diferencias estadísticas entre los tratamientos aplicados. En la evaluación 7, los mejores tratamientos fueron 1: insecticidas químicos patentados y 3: insecticidas biológico-orgánicos; mientras que en las evaluaciones 8 y 9, los mejores tratamientos fueron, 3: insecticidas biológico-orgánicos y manejo convencional por el productor.

**Cuadro 15.** Comportamiento temporal poblacional de adultos de pulgones (*Myzus* spp.) en plantas de jitomate manejadas con insecticidas químicos patentados, químicos genéricos, biológico-orgánicos, manejo convencional del productor y testigo absoluto a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011.

Trats	Eval 1	Eval 2	Eval 3	Eval 4	Eval 5	Eval 6	Eval 7	Eval 8	Eval 9
	15 julio	20 julio	30 julio	6 agosto	13 agosto	20 agosto	27 agosto	3 septiembre	10 septiembre
1	0.33 a	0.00 a	0.00 a	0.00 a	0.00 a	0.33 a	0.00 b	0.33 a	0.66 ab
2	0.33 a	0.33 a	0.00 a	0.00 a	0.00 a	0.33 a	0.66 ab	0.33 a	1.00 ab
3	0.33 a	0.33 a	0.00 a	0.00 a	0.00 a	0.00 a	0.00 b	0.00 b	0.00 b
4	0.33 a	1.33 a	0.00 a	0.00 a	1.00 a	1.33 a	1.00 ab	0.00 b	0.00 b
5	0.66 a	1.33 a	0.66 a	1.33 a	0.33 a	0.00 a	2.33 a	1.66 a	2.00 a
Media	0.40	0.66	0.13	0.26	0.26	0.40	0.80	0.46	0.73
DMSH	1.70	1.58	1.45	1.45	1.31	1.41	1.92	1.36	1.70

Trats: tratamientos; 1: insecticidas químicos patentados; 2: insecticidas químicos genéricos; 3: insecticidas biológico-orgánicos; 4: manejo convencional por el productor; 5: testigo absoluto; Eval: evaluaciones; DMSH: diferencia mínima significativa honesta. <sup>z</sup> Medias con letras iguales dentro de la misma columna son estadísticamente iguales (Tukey  $\alpha \leq 0.05$ ).

#### 4.8 Fluctuación poblacional de ninfas de pulgones (*Myzus* spp.)

El Cuadro 16 muestra que la fluctuación poblacional de ninfas de pulgones (*Myzus* spp.) fue estadísticamente igual en las evaluaciones 1, 2, 3, 4, 5, 6 y 7 en todos los tratamientos evaluados; mientras que en la evaluación 8 y 9 los mejores tratamientos fueron, 1: insecticidas químicos patentados, 2: insecticidas químicos genéricos y 3: insecticidas biológico-orgánicos.

**Cuadro 16.** Comportamiento temporal poblacional de ninfas de pulgones (*Myzus* spp.) en plantas de jitomate manejadas con insecticidas químicos patentados, químicos genéricos, biológico-orgánicos, manejo convencional del productor y testigo absoluto a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011.

Trats	Eval1	Eval 2	Eval 3	Eval 4	Eval 5	Eval 6	Eval 7	Eval 8	Eval 9
	15 julio	20 julio	30 julio	6 agosto	13 agosto	20 agosto	27 agosto	3 septiembre	10 septiembre
1	0 a	0 a	0 a	0.00 a	0.00 a	0.00 a	0.00 a	0.00 b	0.00 b
2	0 a	0 a	0 a	0.00 a	0.00 a	0.66 a	0.33 a	0.00 b	0.00 b
3	0 a	0 a	0 a	0.00 a	0.00 a	0.00 a	0.66 a	0.00 b	0.00 b
4	0 a	0 a	0 a	0.33 a	1.00 a	0.33 a	1.33 a	1.00 a	0.66 ab
5	0 a	0 a	0 a	1.00 a	1.33 a	1.00 a	2.00 a	1.66 a	1.66 a
Media	0	0	0	0.26	0.46	0.40	0.86	0.53	0.46
DMSH	0	0	0	1.31	1.45	1.45	2.06	0.72	1.09

Trats: tratamientos; 1: insecticidas químicos patentados; 2: insecticidas químicos genéricos; 3: insecticidas biológico-orgánicos; 4: manejo convencional por el productor; 5: testigo absoluto; Eval: evaluaciones; DMSH: diferencia mínima significativa honesta. <sup>z</sup> Medias con letras iguales dentro de la misma columna son estadísticamente iguales (Tukey  $\alpha \leq 0.05$ ).

#### 4.9 Fluctuación poblacional de adultos de trips (*Thrips* spp.)

La fluctuación población de adultos de trips (*Thrips* spp.) fue estadísticamente igual en todas las evaluaciones (Eval1 a Eval9) y en todos los tratamientos evaluados (Cuadro 17). En general, no hubo presencia de trips (*Thrips* spp.) en las primeras evaluaciones (Eval1 a Eval5) y en las siguientes evaluaciones, solo se presentaron en el testigo absoluto (Trat 5).

**Cuadro 17.** Comportamiento temporal poblacional de adultos de trips (*Thrips* spp.) en plantas de jitomate manejadas con insecticidas químicos patentados, químicos genéricos, biológico-orgánicos, manejo convencional del productor y testigo absoluto a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011.

Trats	Eval 1	Eval 2	Eval 3	Eval 4	Eval 5	Eval 6	Eval 7	Eval 8	Eval 9
	15 julio	20 julio	30 julio	6 agosto	13 agosto	20 agosto	27 agosto	3 septiembre	10 septiembre
1	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	0.00 a	0.00 a	0.00 a	0.00 a
2	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	0.00 a	0.00 a	0.00 a	0.00 a
3	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	0.00 a	0.66 a	0.00 a	0.00 a
4	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	0.00 a	0.00 a	0.00 a	0.66 a
5	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	0.66 a	0.33 a	0.33 a	1.00 a
Media	0	0	0	0	0	0.13	0.20	0.06	0.33
DMSH	0	0	0	0	0	0.72	1.70	0.72	1.31

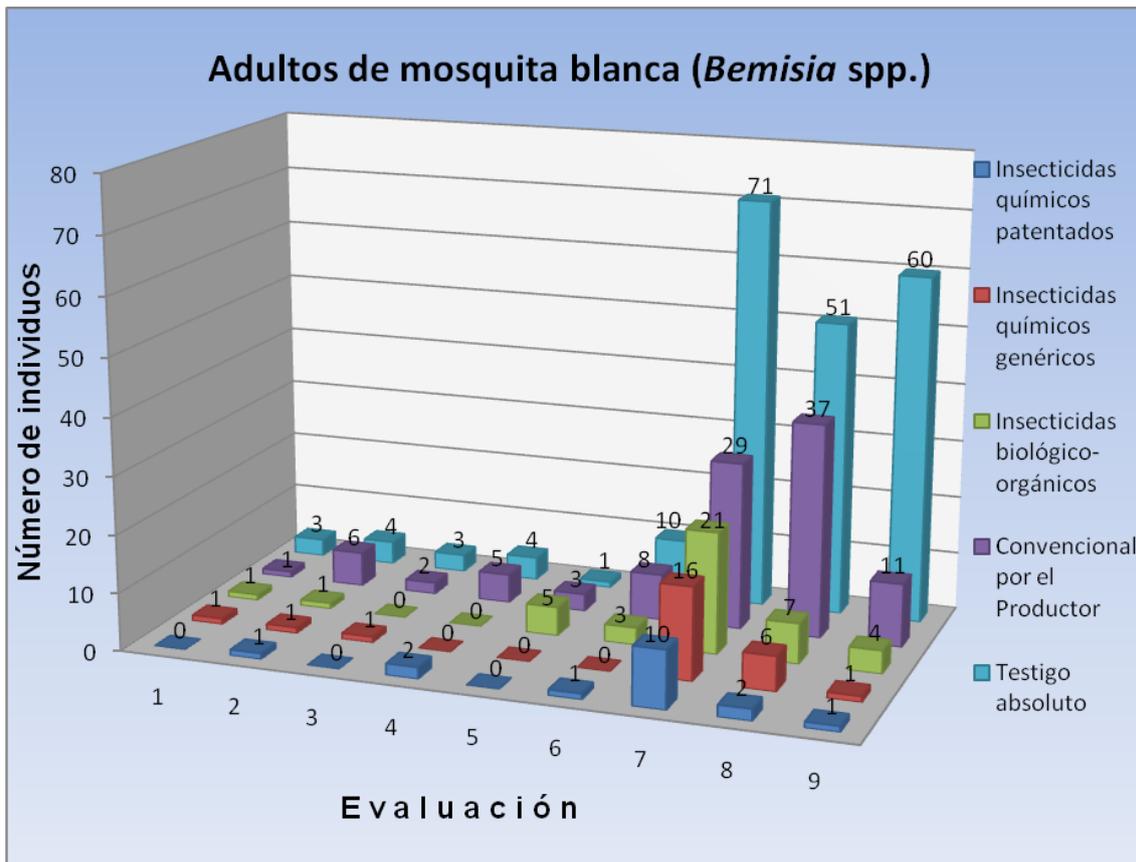
Trats: tratamientos; 1: insecticidas químicos patentados; 2: insecticidas químicos genéricos; 3: insecticidas biológico-orgánicos; 4: manejo convencional por el productor; 5: testigo absoluto; Eval: evaluaciones; DMSH: diferencia mínima significativa honesta. <sup>2</sup> Medias con letras iguales dentro de la misma columna son estadísticamente iguales (Tukey  $\alpha \leq 0.05$ ).

## COMPORTAMIENTO TEMPORAL GRÁFICO Y EFICACIA DE LOS TRATAMIENTOS

### 4.10 Adultos de mosquita blanca (*Bemisia* spp.)

La fluctuación poblacional de adultos de mosquita blanca fue relativamente baja durante los primeros 50 días después del transplante, fluctuado de la manera siguiente: 1, 0, 3, 8 y 10 insectos en los tratamientos con insecticidas químicos patentados, genéricos, biológico-orgánicos, convencional por el productor y en el testigo absoluto respectivamente (Figura 1). Los resultados anteriores se traducen en una eficacia de control de 90 y 100% para las plantas de jitomate tratadas con insecticidas químicos patentados y genéricos respectivamente. Mientras que los tratamientos a base de insecticidas biológico-orgánicos y del manejo convencional del productor mostraron una eficacia de 70 y 20% respectivamente.

En la evaluación 7, y a los 56 días y/o después de 6 aplicaciones de los tratamientos se registró la fluctuación poblacional mayor de adultos de mosca blanca en todos los tratamientos, apreciándose un incremento en 9, 16, 18, 21 y 61 adultos de mosca blanca más con respecto a la evaluación anterior para los tratamientos con insecticidas químicos patentados, genéricos, biológico-orgánicos, convencional por el productor y en el testigo absoluto respectivamente (Figura 1). Lo cual se tradujo en eficacias de control de 85.9, 77.5, 70.4 y 59.2% respectivamente para los 4 tratamientos evaluados. El echo de que la fluctuación población de adultos de mosca blanca se incrementara a los niveles antes citados, indujo a que los dos mejores tratamientos (químicos patentados y genéricos) redujeran su eficacia con respecto a la evaluación anterior. Después de 8 y 9 aplicaciones y en las evaluaciones 8 y 9, la fluctuación poblacional de dicho insecto plaga se redujo ligeramente manteniéndose casi constante (Figura 1), por lo que las eficacias de control más altas se evidenciaron con el manejo de insecticidas químicos patentados y genéricos con controles de 96.1 a 98.3% y de 88.2 a 98.3% respectivamente. El manejo con insecticidas biológico-orgánicos quedó en tercer lugar con eficacias de control de 86.3 a 93.3% y al último se ubicó el manejo convencional del productor con las eficacias máximas de 59.2 a 81.7% (Figura 1). El echo de que las eficacias mayores de control se hayan apreciado en las evaluaciones 8 y 9 se puede deber a la elección correcta y atinada de las moléculas aplicadas del responsable y asesores de la tesis, como del productor, las cuales fueron Karate (lambda cyhalotrina) y 2 aplicaciones de New Leverage (imidacloprid + deltametrina) como insecticidas químicos patentados, los mismos ingredientes activos pero en las marcas genéricas tales como Kendo y 2 de Confidor + Decis forte; *Bacillus thuringiensis* + azadiractina y 2 de *Bauveria bassiana* + *B. thuringiensis* como insecticidas biológico-orgánicos y finalmente el manejo convencional del productor, aplicando Oberon (spiromesifen) y Movento (spirotetramat)

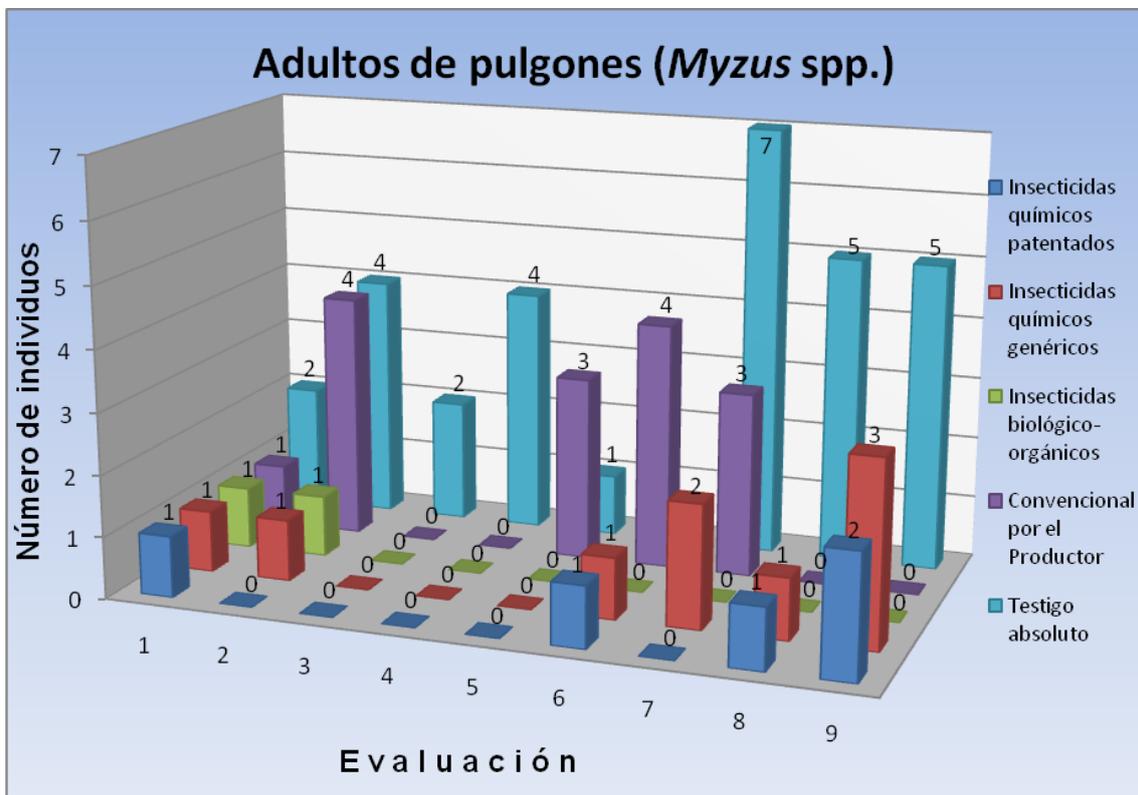


**Figura 1.** Fluctuación poblacional de adultos de mosquita blanca (*Bemisia spp.*) en cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos en el año 2011.

#### 4.11 Adultos de Pulgones (*Myzus spp.*)

La fluctuación poblacional de adultos de pulgones (*Myzus spp.*) fue baja durante los 14 días después del trasplante, fluctuado de la manera siguiente: 1, 1, 1, 1 y 2 pulgones en los tratamientos con insecticidas químicos patentados, insecticidas químicos genéricos, insecticidas biológico-orgánicos, manejo convencional por el productor y en el testigo absoluto respectivamente (Figura 2). Estos resultados se traducen en una eficacia de 50% para las plantas de jitomate tratadas con insecticidas químicos patentados, genéricos, biológico-orgánicos y convencional por el productor. En la evaluación 2 (19 días después del trasplante), con el tratamiento de insecticidas químicos patentados se obtiene el 100% de eficacia, mientras que en los tratamientos con insecticidas químicos genéricos y biológico-orgánicos la eficacia fue de 75% cada uno. Para la evaluación 3 y 4, prácticamente se obtuvo el 100% de eficacia contra los pulgones en los tratamientos con insecticidas químicos

patentados, insecticidas químicos genéricos, biológico-orgánicos y manejo convencional por el productor; para cada tratamiento, se aplicaron las siguientes moléculas: Confidor (imidacloprid), Perfekthion (dimetoato), Lorsban (clorpirifos), los mismos ingredientes activos, pero en las marcas genéricas tales como: Citlalli (imidacloprid), Rogor (dimetoato), Clorver (clorpirifos); 2 de extractos botánicos y *Beauveria bassiana* como insecticidas biológico-orgánicos y finalmente el manejo convencional por el productor, aplicando: Dimetoato (dimetoato) y coragen (clorantraniliprol). En general, de la evaluación 3 a la 9 con el manejo de insecticidas biológico-orgánicos siempre se obtuvo el 100% de eficacia contra adultos de pulgones (*Myzus spp.*), aplicando los siguientes productos (evaluación 5 a la 9): 2 de *Beauveria bassiana* + *Bacillus thuringiensis*, 2 *Bacillus thuringiensis* + Azadiractina y 1 de extractos botánicos (Bug Clean).

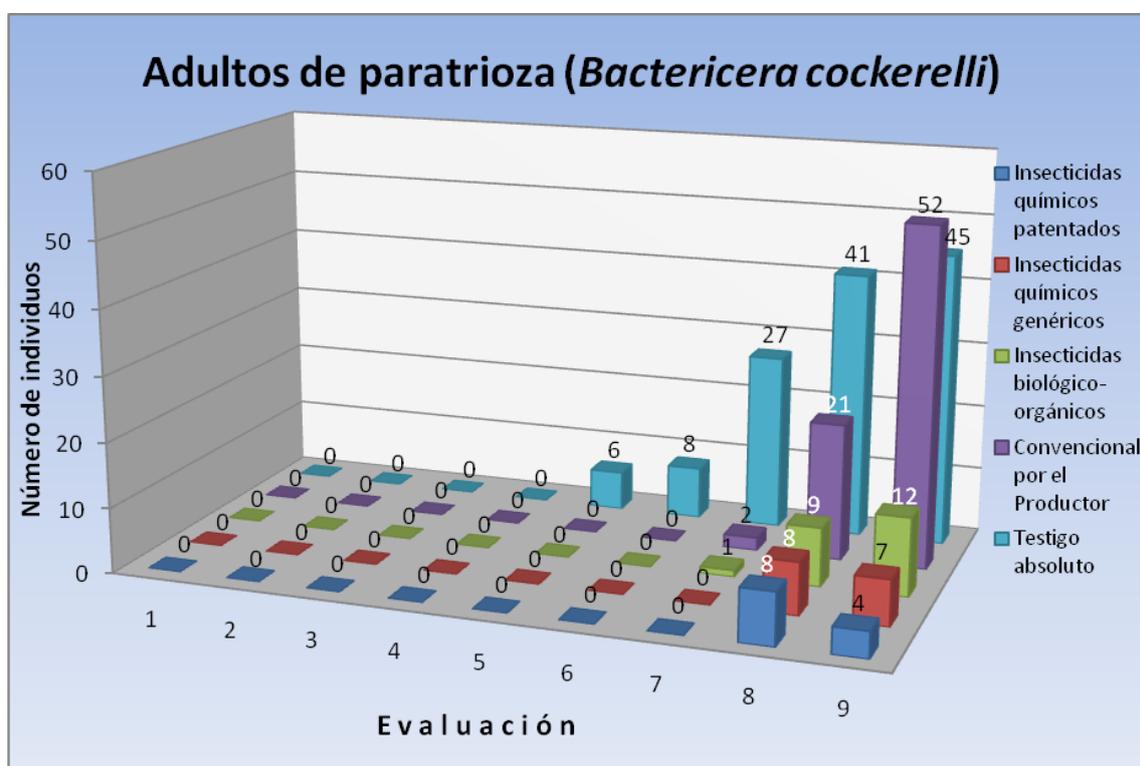


**Figura 2.** Fluctuación poblacional de adultos de pulgones (*Myzus spp.*) en cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos en el año 2011.

#### 4.12 Adultos de paratrioza (*Bactericera cockerelli*)

En la figura 3 se observa que la población de adultos de paratrioza (*Bactericera cockerelli*) no se presentó en los 36 días después del trasplante. Sin embargo,

en la evaluación 5 y 6, la eficacia fue de 100% para el tratamiento con insecticidas químicos patentados, insecticidas químicos genéricos, insecticidas biológico-orgánicos y el manejo convencional. En la evaluación 7 (57 días después del trasplante), se registró la fluctuación poblacional de adultos de paratrioza de la manera siguiente: 0, 0, 1, 2 y 27 (insecticidas químicos patentados, insecticidas químicos genéricos, insecticidas biológico-orgánicos, convencional por el productor y testigo absoluto respectivamente). En cuando a la eficacia de los tratamientos anteriores, se registró lo siguiente: 100% para manejo con insecticidas químicos patentados e insecticidas químicos genéricos, 96.3% por insecticidas biológico-orgánicos y 92.6% por el manejo convencional por el productor. Para la evaluación 8 y 9, la fluctuación poblacional de adultos de paratrioza aumentó de manera constante.

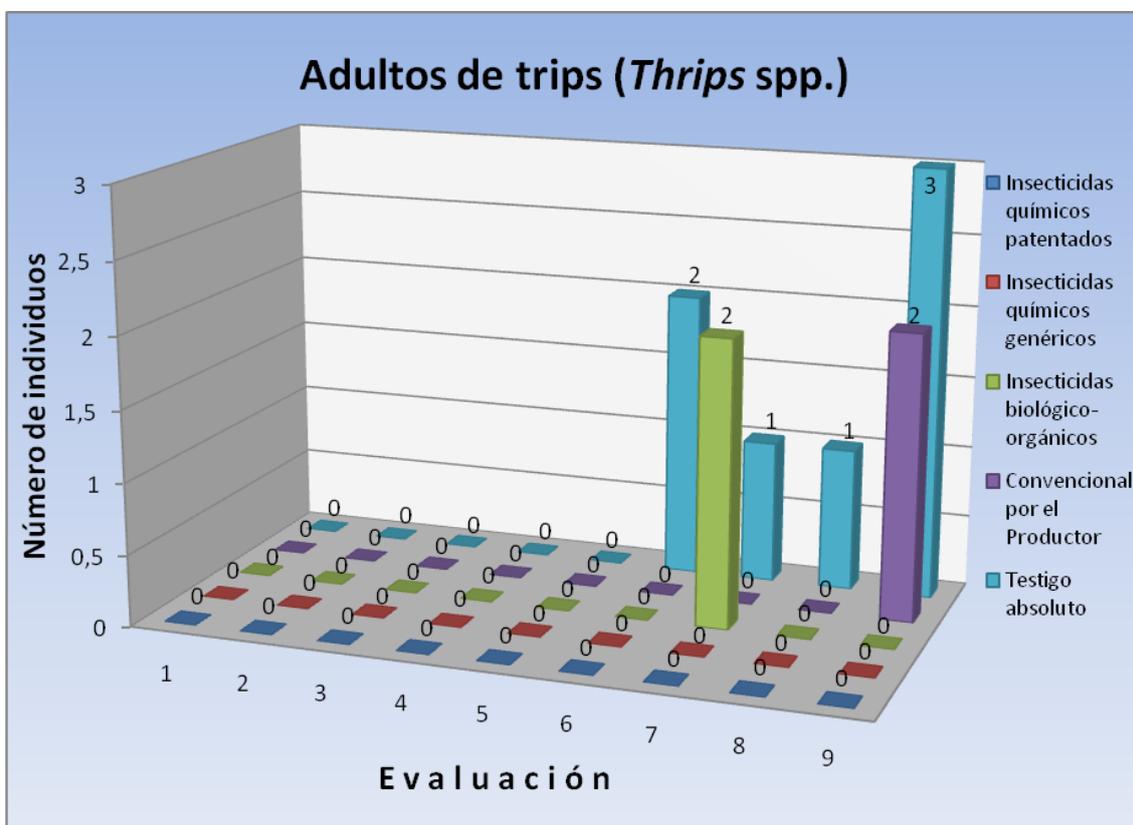


**Figura 3.** Fluctuación poblacional de adultos de paratrioza (*Bactericera cockerelli*) en cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos en el año 2011.

#### 4.13 Adultos de trips (*Thrips spp.*)

En la figura 4 se observa que la fluctuación poblacional de adultos de trips fue relativamente nula en los primeros 43 días después del trasplante. Estos insectos plaga aparecen en la evaluación 6 (50 días después del trasplante),

en este periodo, los cuatro primeros tratamientos presentan una eficacia del 100% (insecticidas químicos patentados, insecticidas químicos genéricos, insecticidas biológico-orgánicos y convencional por el productor); lo mismo se observó en la evaluación 8 (64 días después del transplante). En cambio para la evaluación 7 se observó que el manejo con insecticidas biológico-orgánicos presentó mayor número de trips al aplicar extractos botánicos (Bug Clean) una semana antes de llevar a cabo la evaluación correspondiente, pero para el tratamiento con insecticidas químicos patentados, insecticidas químicos genéricos y manejo convencional del productor la eficacia fue del 100%. En la evaluación 9 (71 días después del transplante), en los tres primeros tratamientos se observó el 100% de eficacia, sin embargo el tratamiento 4 (convencional por el productor) presentó una eficacia del 33.3%, aplicando con anterioridad Oberon (spiromesifen) con una dosis de 0.6 L.ha<sup>-1</sup>.

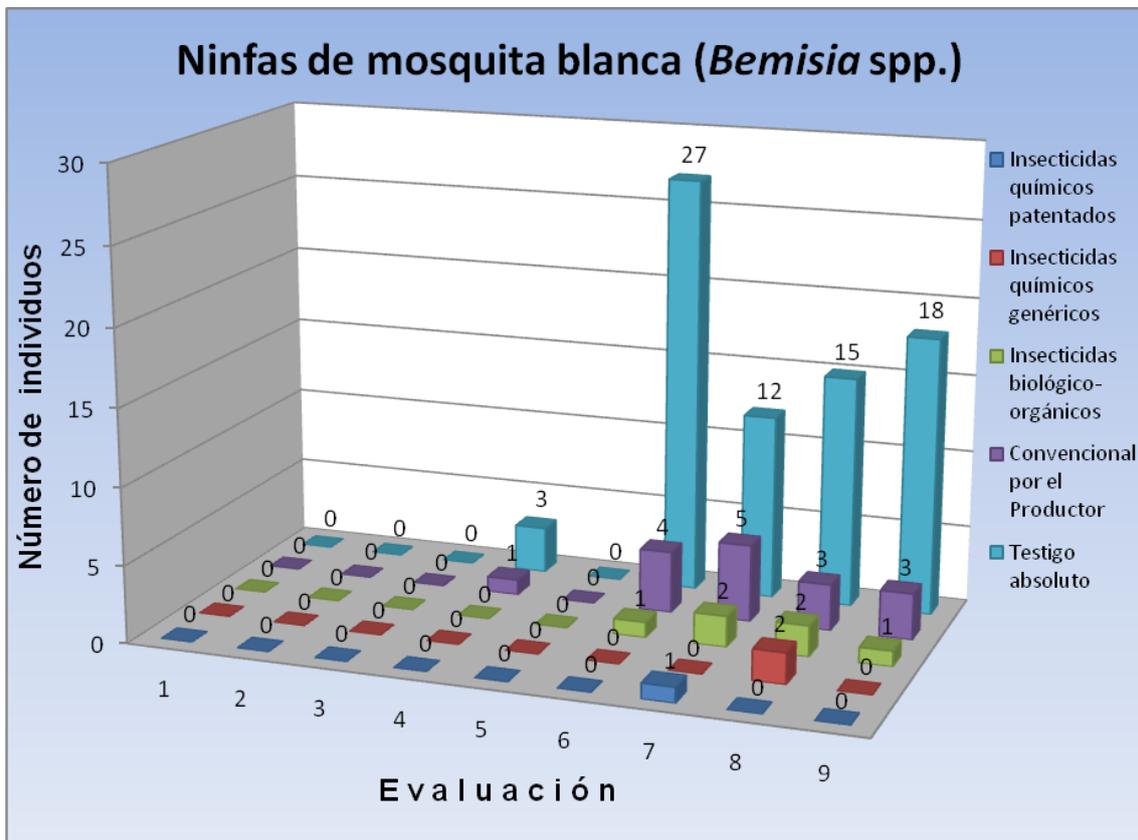


**Figura 4.** Fluctuación poblacional de adultos de trips (*Thrips spp.*) en cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos en el año 2011.

#### 4.14 Ninfas de mosquita blanca (*Bemisia spp.*)

La poblacional de ninfas de mosquita blanca (*Bemisia spp.*) fluctuó de manera constante en la evaluación 6 a la 9; mientras el tratamiento con insecticidas

químicos patentados y químicos genéricos mostraron de 0 a 2 ninfas de mosquita blanca en las plantas de jitomate (Figura 5). La eficacia del tratamiento con insecticidas químicos patentados fue de 91.7% a 100%, utilizando 2 Karate (lambda cyhalotrina) y 3 New leverage (imidacloprid + deltametrina) mientras que el tratamiento con insecticidas químicos genéricos osciló de 86.7 a 100% de eficacia utilizando los mismos ingredientes activos, pero en las marcas genéricas, los cuales fueron 2 Kendo (lambda cyhalotrina) y 3 Confidor + Decis forte (imidacloprid + deltametrina). El tratamiento con insecticidas biológico-orgánicos correspondió como tercer lugar que osciló del 83.3% al 96.3% de efectividad contra las ninfas de mosquita blanca utilizando 2 *Beauveria bassiana* + *Bacillus thuringiensis*, 2 *Bacillus thuringiensis* + Azadiractina y extractos botánicos (Bug Clean).

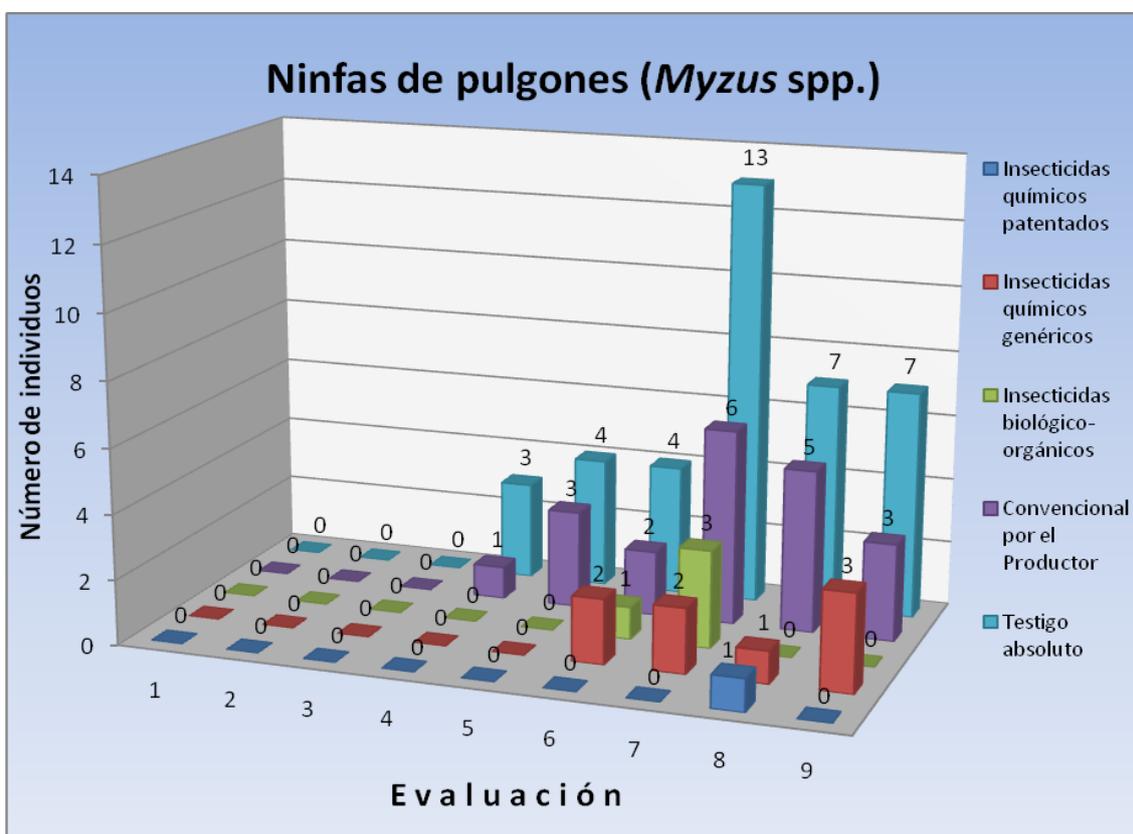


**Figura 5.** Fluctuación poblacional de ninfas de mosquita blanca (*Bemisia spp.*) en cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos en el año 2011.

#### 4.15 Ninfas de Pulgones (*Myzus spp.*)

En la Figura 6, enumerando los dos mejores tratamientos de mayor a menor fluctuación poblacional de ninfas de pulgones (*Myzus spp.*) y eficacia de los tratamientos aplicados desde la evaluación 4 (36 días después del transplante)

hasta la evaluación 9 (71 días después del transplante); se encontró que el tratamiento con insecticidas químicos patentados ocupa el primer lugar para ambas evaluaciones (fluctuación poblacional y eficacia del tratamiento), donde el número de ninfas osciló de 0 a 1, de igual manera la eficacia del tratamiento correspondió del 85.7% (Karate: lambda cyhalotrina) al 100% (Lorsban: clorpirifos, 2 Karate: lambda cyhalotrina y 3 New Leverage: imidacloprid + deltametrina). Como segundo lugar en el mismo rango de evaluaciones (4 - 9) se tuvo al tratamiento con insecticidas biológico-orgánicos con 0 a 3 ninfas de pulgones y la eficacia osciló del 76.9% (Bug Clean: extractos botánicos) al 100% (Bug Clean: extractos botánicos, *Beauveria bassiana* + extracto botánicos, 2 *Bacillus thuringiensis* + Azadiractina y *Beauveria bassiana* + *Bacillus thuringiensis*).

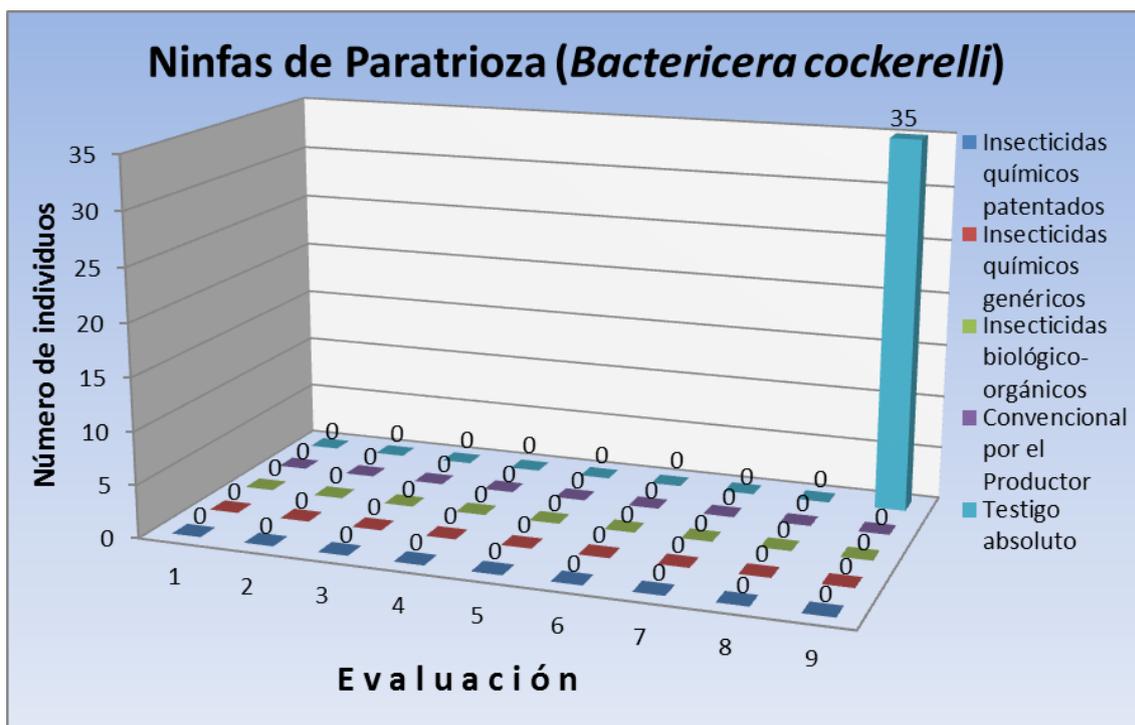


**Figura 6.** Fluctuación poblacional de ninfas de pulgones (*Myzus spp.*) en cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos en el año 2011.

#### 4.16 Ninfas de paratrioza (*Bactericera cockerelli*)

La fluctuación poblacional de ninfas de paratrioza fue relativamente nula durante los primeros 64 días después del transplante (Figura 7). En la evaluación 9, es decir 71 días después del transplante se observaron ninfas

únicamente en el tratamiento 5 (Testigo absoluto), en los otros cuatro tratamientos no hubo presencia de paratrioza, por lo que se define que las moléculas de insecticidas utilizados lograron una eficacia de control del 100%. En las últimas cuatro aplicaciones se realizaron con las siguientes moléculas: 3 New Leverage (imidacloprid + deltametrina), Karate (lambda cyhalotrina) como insecticidas químicos patentados y sus genéricos fueron: 3 Confidor + Decis forte (imidacloprid + deltametrina) y kendo (lambda cyhalotrina); extractos botánicos, 2 *bacillus thuringiensis* + azadiractina y *beauveria bassiana* + *bacillus thuringiensis* como insecticidas biológico-orgánicos; y 2 Endecoral (endosulfan), Oberon (spiromesifen) y Movento (spirotetramat) en el manejo convencional por el productor.

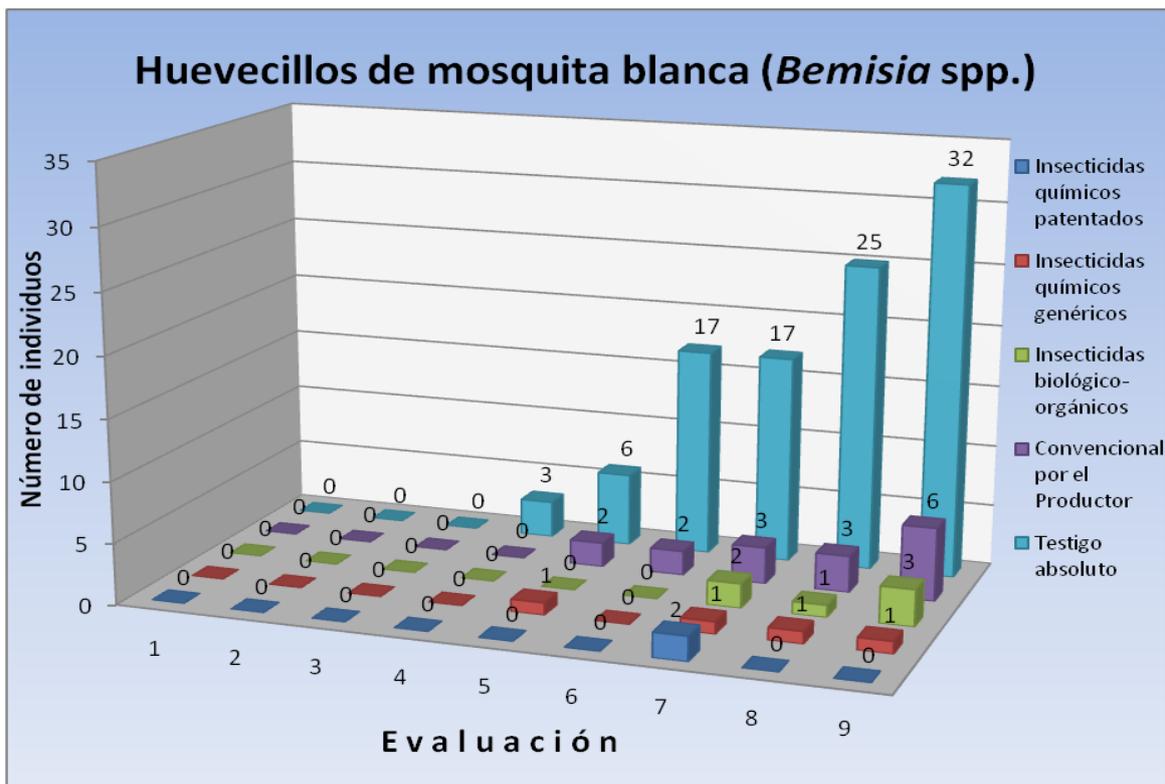


**Figura 7.** Fluctuación poblacional de ninfas de paratrioza (*Bactericera cockerelli*) en cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos en el año 2011.

#### 4.17 Huevecillos de mosquita blanca (*Bemisia spp.*)

La fluctuación poblacional de huevecillos de mosquita blanca fue relativamente baja hasta los 43 días después del transplante, donde los cuatro tratamientos de la evaluación 4 muestran el 100% de eficacia, los cuales fueron insecticidas químicos patentados, insecticidas químicos genéricos, insecticidas biológico-orgánicos y el convencional por el productor (Figura 8). Respuestas iguales para la evaluación 6, excepto el manejo convencional que presentó 2

huevo-cillos del insecto plaga en las plantas de jitomate, correspondiendo al 88.2% de eficacia. En la evaluación 7, 8 y 9 la fluctuación poblacional de huevo-cillos de mosquita blanca fue casi constante, sin embargo la eficacia de los tratamientos fue del 81.2% en el manejo convencional por el productor (Endecoral: endosulfan) hasta el 100% con el tratamiento de insecticidas químicos patentados (2 New leverage: imidacloprid + deltametrin y Karate: lambda cyhalotrina). En general, los insecticidas químicos patentados, insecticidas biológico-orgánicos e insecticidas químicos genéricos mostraron menor fluctuación poblacional de huevo-cillos de mosca blanca (*Bemisia spp.*) y los mejores en cuando a la eficacia de los tratamientos.

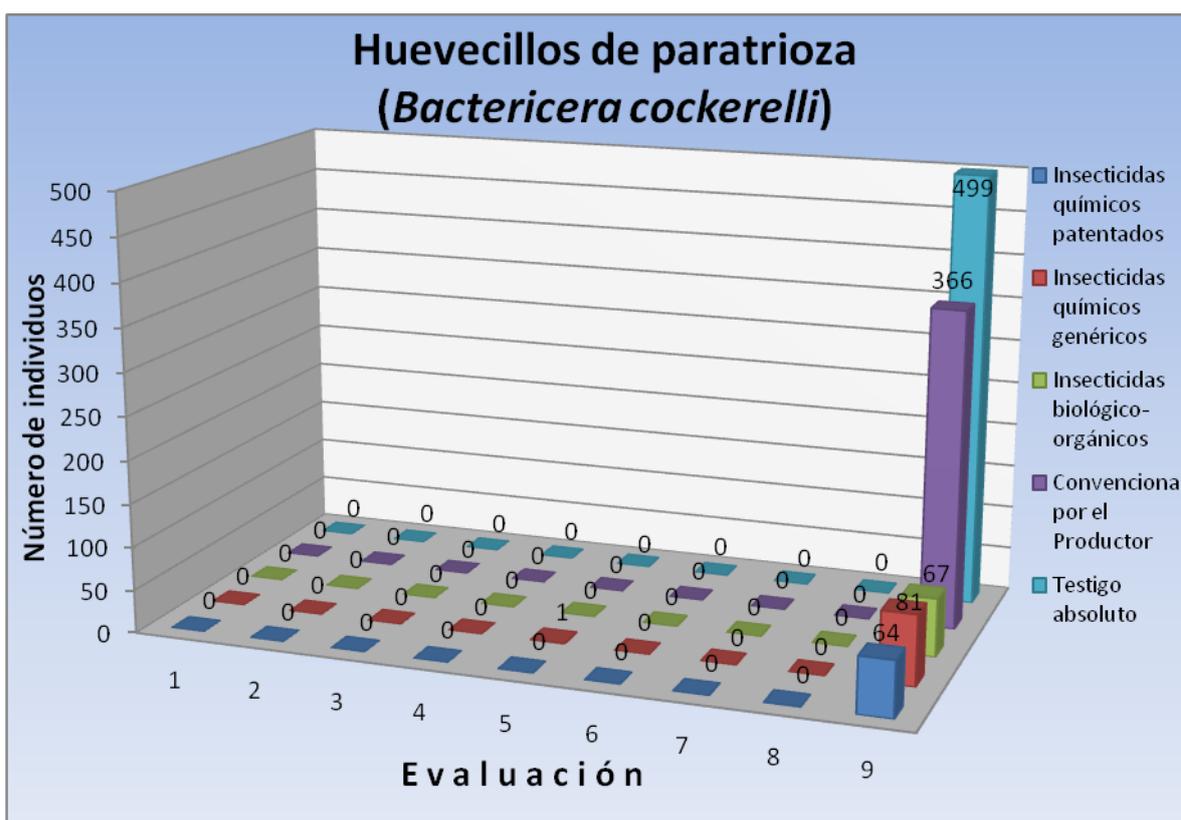


**Figura 8.** Fluctuación poblacional de huevo-cillos de mosquita blanca (*Bemisia spp.*) en cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos en el año 2011.

#### 4.18 Huevo-cillos de paratrioza (*Bactericera cockerelli*)

La fluctuación poblacional de huevo-cillos de paratrioza fue relativamente nula durante los primeros 64 días después del trasplante (Figura 9). En la evaluación 9, es decir 71 días después del trasplante se presentó una población de huevo-cillos de paratrioza de manera exagerada, fluctuado de la manera siguiente: 64, 81, 67, 366 y 499 huevo-cillos en los tratamientos con insecticidas químicos patentados, genéricos, biológico-orgánicos, convencional

por el productor y el testigo absoluto, respectivamente (Figura 9). Los resultados anteriores se traducen en una eficacia de control de 87.2% para insecticidas químicos patentados, 83.8% para insecticidas químicos genéricos, 86.6% para insecticidas biológico-orgánicos y 26.7% para el manejo convencional por el productor. Los productos aplicados antes de los 71 días (evaluación 9) fueron como se indica a continuación; insecticida químico patentado: New leverage (imidacloprid + deltametrina), insecticida químico genérico: Confidor + Decis forte (imidacloprid + deltametrina), insecticidas biológico-orgánicos: Crymax+Aza-direct (*Bacillus thuringiensis* + Azadiractina) y manejo convencional por el productor: Oberon (spiromesifen).



**Figura 9.** Fluctuación poblacional de huevecillos de paratrioza (*Bactericera cockerelli*) en cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos en el año 2011.

#### 4.19 Rendimiento

El rendimiento más alto numéricamente se logró con el tratamiento a base de insecticidas químicos patentados, sin diferencias estadísticas con respecto a los insecticidas químicos genéricos, biológico-orgánicos y al manejo convencional del productor. Sin embargo, sí fueron significativamente

diferentes con respecto al testigo absoluto. Por tanto el tratamiento mejor a base de insecticidas químicos patentados logró un rendimiento de 6.97 kg.planta<sup>-1</sup> y/o 160.4 ton.ha<sup>-1</sup>, es decir 3 ton.ha<sup>-1</sup> más que el productor y 50.1 ton.ha<sup>-1</sup> más con respecto al testigo absoluto. Por su parte, el manejo con insecticidas químicos genéricos produjo 6.86 kg.planta<sup>-1</sup> y/o 157.7 ton.ha<sup>-1</sup>, es decir 300 kg.ha<sup>-1</sup> más que el productor y 47.2 ton.ha<sup>-1</sup> más con respecto al testigo absoluto. El manejo con insecticidas biológico-orgánicos quedó en el ultimo lugar, debido a que produjo 6.36 kg.planta<sup>-1</sup> y/o 146.2 ton.ha<sup>-1</sup>, es decir 11.2 ton.ha<sup>-1</sup> menos que el productor y 35.7 ton.ha<sup>-1</sup> más con respecto al testigo absoluto. El manejo convencional del productor logró un rendimiento de 6.84 kg.planta<sup>-1</sup> y/o 157.4 ton.ha<sup>-1</sup>, es decir 46.9 ton.ha<sup>-1</sup> más con respecto al testigo absoluto (Cuadro 18).

**Cuadro 18.** Rendimiento de jitomate (*Lycopersicum esculentum*) bajo diferentes tratamientos de manejo y su agrupación con la prueba de Tukey ( $\alpha \leq 0.05$ ) a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos. 2011.

Trats	Rend. (kg.planta <sup>-1</sup> )	Rend. Ton.ha <sup>-1</sup>	Agrupación Tukey ( $\alpha \leq 0.05$ )
1	6.974	160.4	a
2	6.856	157.7	a
3	6.356	146.2	a
4	6.844	157.4	a
5	4.805	110.5	b
<b>Media</b>	<b>6.36</b>	<b>142.3</b>	
<b>DMSH</b>	<b>1.46</b>		

Trats: tratamientos; 1: insecticidas químicos patentados; 2: insecticidas químicos genéricos; 3: insecticidas biológico-orgánicos; 4: manejo convencional por el productor; 5: testigo absoluto; DMSH: diferencia mínima significativa honesta. <sup>z</sup> Medias con letras iguales dentro de la misma columna son estadísticamente iguales (Tukey  $\alpha \leq 0.05$ ), Rend: rendimiento, ton.ha<sup>-1</sup>: toneladas por hectárea.

#### 4.19.1 Clasificación por tamaño de frutos de jitomate

Los datos obtenidos en esta investigación fueron los siguientes: el rendimiento para los dos tratamientos (COSMOCEL y Testigo absoluto) se muestra en el cuadro 19. En el cual, indica que con el tratamiento bajo el programa de la empresa mencionada se obtuvieron 1.95 kg.planta<sup>-1</sup> más que en el testigo absoluto, es decir, equivalente a 44.91 ton.ha<sup>-1</sup>. La clasificación de calidades se basó en tamaño de frutos y peso (de acuerdo a la clasificación para el mercado nacional, según el productor), es decir para calibre primera (C1A) fueron frutos de más de 200 g, calibre segunda (C2DA): frutos de 150-199 g y para calibre tercera (C3RA) fueron frutos menores a 150 g. En cuando al número de frutos por planta, se obtuvieron 18 más con el programa aplicado, comparando con el testigo absoluto, de estos, 9 frutos más con calibre primera (C1A), 6 para calibre segunda (C2DA) y 3 más para calibre tercera (C3RA). En general, aplicando el programa de COSMOCEL se obtuvieron más frutos con mejor tamaño, comparando con la media que refleja en el cuadro 19.

**Cuadro 19.** Clasificación de tamaños de frutos de jitomate (*Lycopersicum esculentum*) obtenidos durante la investigación a campo abierto en Atlatlahucan, Morelo, 2011.

TRATAMIENTO	REN (kg.planta <sup>-1</sup> )	NFRUT	C1A	C2DA	C3RA
<b>COSMOCEL<sup>®</sup></b>	6.7575 a <sup>z</sup>	89 a	29 a	26 a	35 a
<b>TESTIGO</b>	4.805 b	71 b	20 b	20 b	32 a
<b>Media</b>	5.78	80.3	24.16	23	33.16
<b>DMSH</b>	0.66	8.95	6.57	4.3	11.38

REN: rendimiento; NFRUT: número de frutos.planta<sup>-1</sup>; C1A: frutos de calibre primera; C2DA: frutos de calibre segunda; C3RA: frutos de calibre tercera; DMSH: diferencia mínima significativa honesta. <sup>z</sup> Medias con letras iguales dentro de la misma columna son estadísticamente iguales (Tukey  $\alpha \leq 0.05$ ).

## 5. CONCLUSIONES

1. La fluctuación poblacional de huevecillos, larvas, pupas y adultos de los insectos plaga fue menor en los tratamientos a base de insecticidas químicos patentados, genéricos y biológico-orgánicos, después de 9 aplicaciones y durante 71 días de manejo en campo.
2. Los mejores tratamientos para el manejo de la mosquita blanca (*Bemisia* spp.), pulgones (*Myzus* spp.), paratrioza (*Bactericera cockerelli*) y trips (*Thrips* spp.) en todos los estadios fueron a base de insecticidas químicos patentados, genéricos y biológico-orgánicos por mostrar las eficacias más altas de control que fluctuaron de la manera siguiente: 93.3%, 87.4% y 84.7% respectivamente, después de 9 aplicaciones y durante 71 días de manejo en campo.
3. El manejo con insecticidas químicos patentados logró un rendimiento de 6.97 kg.planta<sup>-1</sup> y/o 160.4 t.ha<sup>-1</sup>, le siguió el manejo con insecticidas químicos genéricos con 6.86 kg.planta<sup>-1</sup> y/o 157.7 t.ha<sup>-1</sup>, en tercer lugar quedó el manejo convencional del productor con un rendimiento de 6.84 kg.planta<sup>-1</sup> y/o 157.4 t.ha<sup>-1</sup> y al último el manejo con insecticidas biológico-orgánico con 6.36 kg.planta<sup>-1</sup> y/o 146.2 t.ha<sup>-1</sup>.

## 6. LITERATURA CITADA

**Abernathy**, R.L. 1991. The investigations into the nature of the potato psyllid *Paratrioza cockerelli* (Sulc). M.S Thesis, Colorado. State Univ., Fort Collins 54 pp.

**Amaya R.**, R. 1976. Notas del curso de entomología económica. Depto. de Parasitología Agrícola Escuela Nacional de Agricultura. Mimeografiado. p. 391.

**Anaya R.**, S; N. Bautista M. y B. Domínguez R. 1992. Manejo fitosanitario de las hortalizas en México. Centro de Entomología y Acarología de Colegio de Posgraduados. Mayo 1992. Chapingo, México. p. 16-238.

**Anónimo**, 1991a. Data sheets on quarantine data base. CPPC. P. 27.

**Anónimo**, 1992. Métodos de control de mosquita blanca en hortalizas. CP.CNRP.INIFAP. CP. CNRDF. Mexicali, Baja California. P.12-13.

**Anónimo**, 1994. Catálogo oficial de plaguicidas. D.G.S.V. Comisión Intersecretarial para el Control del Proceso y uso de Plaguicidas, Fertilizantes y Sustancias Tóxicas (CICOPLAFEST). México, D.F. 481 p.

**Anónimo**, 1995. Claridades agropecuarias “un horizonte acerca del mercado agropecuario”. ASERCA; Septiembre. 1995. No. 25. México, D.F.

**Anonimo**, 2008a. Campaña Manejo Fitosanitario de Hortalizas “Paratrioza” (*Bactericera cockerelli* Sulc.). Folleto. Comité Estatal de Sanidad Vegetal del Distrito Federal (CESAVEDF).

**Arredondo B.**, H. 1991. Control biológico de mosquita blanca por entomófagos. En: Métodos de control de mosca blanca en hortalizas, Mexicali, B.C. SAGAR. p. 24-27.

**Arredondo B., H. C.** 1995. Control biológico de mosquitas blancas por entomófagos *In: Desafíos fitosanitarios: Mosquita blanca. Fitofilo. No. 88. p. 101-112.*

**Avila, V., J.** 1991. Efecto de las fechas de siembra en el control de las enfermedades virales transmitidas por *Bemisia tabaci* Genn, (Homoptera: Aleyrodiadae) en Tampico Tamaulipas. Memoria de XXVI Congreso nacional de Entomología, Veracruz, Veracruz. P144

**Avilés, G.M.** 1994. Efecto de colores de plástico sobre la población de mosquita blanca *Bemisia sp* en tomate en el Valle de Culiacán, Sinaloa, INIFAP.CIRNO. p 76-77

**Avilés, G M. C., J. A. Garzón T., A Marín J. Y P. H. Caro M.** 2002. El psílido del tomate *Pratrioza cockerelli* (Sulc.): Biología, ecología y su control. En; Taller sobre *Paratrioza cockerelli* Sulc. Como plaga y vector de fotoplasmas en hortalizas. 25 y 26 de Julio de 2002. Culiacán, Sinaloa. México.

**Avilés, G.M., Avilés, M.L., Caro, M.H.** 2004. Comportamiento de insectos vectores de enfermedades y su importancia. En: Memoria del curso de estrategias para el control de plagas de chile y tomate. Fundación Produce Sinaloa A.C. Culiacán Sinaloa. 93 p.

**Ayala O., J. L.** 1998. Plagas agrícolas. *In: Domínguez R., R.; J.L. Ayala O.; C.*

**Bautista, M.N.** 2006. Insectos plaga en México, una guía para su identificación. Colegio de Posgraduados. Estado de México. Julio de 2007.

**Bautista, M.N., Vejar, C.G.** 2000. Los áfidos (Homóptera: Aphidiae) en hortalizas. En: temas selectos en Fitosanidad y producción de Hortalizas. Colegio de Posgraduados. Montecillo, Estado de México. pág. 34-40

**BAYER.** 1996. Mosquita blanca-virus chino del tomate. BAYER de México. Leverkusen, Alemania. Folleto Técnico.

**Becerra A.** Flora 1989. Biología de *Paratrioza cockerelli* (Sulc) y su relación con la enfermedad del “Permanente del tomate” en el Bajío. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Querétaro, Ciencias Químicas. 55 p.

**Brown J. K.** and R. Nelson. 1990. The development of a resource and communication network for the study of Whitefly-transmitted plant viruses of the semi-tropical and tropical America at the University of Arizona. Department of Plant Pathology. University of Arizona. *In:* Byrne, N. D. and T. S. Bellows. Jr. 1991. Whitefly biology. *Annu. Rev. entomol.* 36:431-457.

**Burnett, T.**1949. The effect of temperature on an insect. Host parasite population. *Ecology.* 30:113.

**Byerly-Murphy, K.F.,** Martinez- Carrillo, J.L. y Nava-Camberos, U., 1998. Manejo integrado de plagas. En temas selectos para el manejo integrado de la mosquita blanca. Memoria Científica No. 6 Mexico. INIFAP-SAGAR. 155 P.

**Byrne, D.N.** and Bellows T. 1991. Whitefly Biology. *Annual Revist Entomological.* 36:431-437.

**Byrne, J. F.** and A.L. Devonshire. 1991. In vivo inhibition of esterase and acetylcholinesterase activities by profenofos trearments in the tobacco whitefly *Bemisia tabaci* (Genn.): Implications four routine biochemical monitoring of these enzimes. *Pesticide Biochemistry and Physiology,* 40(2): 198-204.

**Caballero, R.**1992. Moscas blancas neutropicales (Homoptera: Aleyrodidae); hospedantes, distribución, enemigos naturales e importancia económica. *In:* Memorias del Taller de Centroamericano y del Caribe sobre moscas blancas. Turrialba, Costa Rica. p. 10-17.

**Carbajal, P.P.** y M.C. Rivera L. 1992. Reconocimiento, manejo y control de mosca blanca. Una orientación para los cultivadores. Departamento de Investigación Agrícola Regional Comayagua, Honduras. 15p.

**Cervantes**, M.J. 1998. Insectos chupadores y minadores que afectan hortalizas. En: Plagas y enfermedades de las hortalizas en México. Nápoles, R. J. Dirección General de Educación Tecnológica Agropecuaria. México, D.F. Pág. 70-84

**Cho**, J.J; W.C. Mitchell; L. Yudin and L. Takamaya. 1984. Ecology and epidemiology of tomato apoted wilt virus (TSWV) and its vector, *Frankliniella occidentalis*. Phytopatology. 77:866.

**Cornell University**. 1996. Integrated Pest Management Program. New York State Agricultural Experiment Station in Geneva. [http://www.nysaes.cornell.edu/ent/hort crops/Spanish/thrips.html](http://www.nysaes.cornell.edu/ent/hort%20crops/Spanish/thrips.html).

**Cranshaw**, W.S. 1993. An annotated Bibliography of Potato/Tomato Psyllid *Paratrioza cockerelli* (Sulc) (Homoptera: Psyllidae). Colorado State University Agriculture Experiment Station Bulletin TB93-5

**Cranshaw**, W.S. 1994. The potato (tomato psyllid, *Paratrioza cockerelli* (Sul.), as a pest of potatoes, pp. 83-95. In G.W. Zehnder, M.L. Powelson, R.K. Hansson, and K.V. Raman [ed.] Advances in Potato pest biology and management, APS Pres, St. Paul, Minnesota. Pp 83-95.

**Cranshaw**, W.S. 2002. Manejo de psílido de papa/tomate en los cultivos de papa. Memoria del XI Congreso Nacional de papa. León Guanajuato. Página 46-51.

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

**Cubilo**, D. L. Hilje and V.M. Cartin. 1996. Spatial distribution and comparison of sampling method for larvae ok *Keiferia lycopersicella* (Lepidoptera: Gelechiidae) in Alajuuela, Costa Rica. Manejo Integrado de Plagas. No. 39.10-16.

**Curran**, C.H. 1931. Four new diptera in the Canadian National Collection, Canadian Entomol. 63.

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

**Davision**, R. H. y W. Lyon, F. 1992. Plagas de insectos agrícolas y del jardín. Editorial LIMUSA, México, D.F. pp 350.

**Díaz B.**, J y J. Morales. 1989. Incidencia del virus chino del jitomate, cuantificación de daños y su relación de diferentes fechas de siembra en Morelos. Memoria de XVI Congreso Nacional de Fitopatología. CP. Montecillos, México. 85p.

**Díaz**, O.R; J.L. Ramírez Ch y W. Avilés B. 1993. Manejo de virosis transmitidas por mosquita blanca en tomate. INIFAP, SAGAR. Campo Experimental Zona Henequenera. Mérida, Yucatán. p. 35.

**Domínguez**, R., E., Villavicencio G. y M. Ortiz. 1992. El hombre y su ambiente. UAEM. Xochimilco, DF. México. Memoria de XXVII Congreso Nacional de Entomología. S.L.P., México. 64p.

**Domínguez**, R.R. 2000. Taxonomía I. Protura a Homóptera. Claves y diagnosis. Notas del Curso de Taxonomía de Insectos. Departamento de Parasitología Agrícola. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, Edo. De México. pp 226-269

**Doy**, M.T., Yora, K. and Asuyama, H., 1967. Mycoplasmas or PLT group like organisms foun in the phloem elements of plant infected with mulberry dwarf, potato witches broom, aster yellows, or paulownia witches broom. Annals of the phytopatological Society of Japan 33: 259-266

**Duarte**, M. 1956. Plagas del cultivo de tomate *Lycopersicon esculentum* (Mill) en la región de Culiacán, Sinaloa, México. Tesis profesional. Universidad Autónoma de Sinaloa.

**Elmore**, J.C. and A.F. Harland. 1943. Life history and control of tomato pinworm. U.S.D.A. Tech. Bull. p. 841

**Estay**, 2001. Serie Actas N° 12 Instituto de investigaciones Agropecuarias.

**Ferguson**, G.E. Banks, H. Fraser. 2001. Potato Psyllid. A new Pest in Greenhouse Tomatoes and Peppers.

<http://www.ipm.ucdavis.edu./pmg/rg0730081.1.html>

**Fransen**, J.J. 1990. Natural enemies of whitefly: fungi. In Gerling (De) Whitefly: Their bionomics, pest status and management. Inglaterra. p. 25.

**Frick**, K.E. 1959. A sinopsis of the species of Agromyzid leafminers described for North America (Diptera). Proc. U.S. Natl. Mus. 108 (3407).

**Fú C.**, A. 1993. Estrategias para el manejo integrado de las mosquita blanca en el Noreste de México. Memoria de XXVIII Congreso Nacional de Entomología. Cholula, Puebla. Pp 337-338

**Garza** G. E. 1991. Control microbiológico de mosquita blanca. En: Métodos de control de mosca blanca en hortalizas. SARH. Mexicali, B.C. p. 18.

**Gastelenum** L., R. Y T.P. Godoy G.A. 1992. Control químico de la mosquita blanca en el Valle de Culiacán. AGRONOMIA. No. 2. ESA-UAS., Culiacán, Sinaloa. P 31

**Garzon**, T.J.A., Garza, C.A. y Bujanos, M.R. 1986. Determinación del insecto vector de la enfermedad de tipo viral “permanente del tomate” (*Lycopersicon esculentum* Mill.) en la región del Bajío. In: XIII Congreso Nacional de

Fitopatología. Tuxtla Gutierrez, Chis. Resúmenes. Soc. Mex. de Fitopatología. A.C. p. 30.

**Godínez V., J. Y.** 1970. Ensayo para el combate químico y aspectos de la biología de *Keiferia lycopersicella* en el Estado de Morelos. ENA. Chapingo; Méx. Tesis profesional. p. 23.

**Greber, R.S.; M.J. Klose; J.R. Milne; and D.S. Teakle.** 199. Transmission of prunus necrotic rings pot virus using plum pollen and thrips. Anals. Bilogy. 118:589-591.

**Guerrero P., J. C.**1996. Validación de dos prácticas de manejo integrado del complejo mosquita blanca. Depto. De Parasitología Agrícola. Universidad Autónoma Chapingo. p. 24

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

**Hernández A., F.** 1972. Plaguicidas en el medio rural morelense: manejo de productos químicos para el control de plagas en el ejido de Cuautlico, Cuautla, Morelos. Tesis de maestría. Universidad Autónoma del Estado de Morelos, Cuernavaca, México. P.92.

**Hernández, B. R.R.** 1998. Métodos de control de malezas y eficacia biológica dos insecticidas sobre el control de trips en el cultivo de la cebolla de transplante en Chapingo, México. Tesis de Maestría. Depto. de Parasitología Agrícola. UACH. Chapingo, México. p 45-48.

**Hernández, R. F.** 1972. Estudios sobre la mosquita blanca *T. vaporariorum* (Westwood) en el Estado de Morelos. Agricultura Técnica en México. P.3:165-172.

**Hilje, H.** 1994. Lectura sobre manejo integrado de plagas. Programa de agricultura tropical sostenible. CATIE. Serie técnica: Informe técnico No. 237. Área de fitoprotección. Turrialba, Costa Rica. 73p.

**Horowitz, A.R., Meldenson, Z., Weintraub, P.G & Ishaya. I.** 1998. Comparative toxicity of foliar and systemic applications of acetamiprid and imidacloprid against the Cotton whitefly *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). Bulletin of Entomology Research. 84: 437-442

**Huerta, P. R., Chavarin, p. j.** 2002. Trips y minadores: identificación, biología y control. En: Manejo Fitosanitario de Ornamentales. Colegio de Posgraduados, Montecillos, Estado de México. Pág.56-66

**Hunter, W.B. and D.E. Ullman.** 1992. Anatomy and ultrastructure of the piercing-sucking mouth parts and paraglossal sensilla of *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae). Int. J. insect. Morphol and Embryol., Vol. 21, No.1 pp 17-35.

**Jansen, J. A. M.; W. F. Tjallingii and J. C. Van Lenteren.** 1989. Electrical recording and ultrastructure of stylet penetration by the greenhouse whitefly. Entomol. Exp. Appl. 52:69-81.

**Jensen, D.D., Grigs, W.H, Gonzalez, C.Q. and Schneider, H.** 1964. Pear decline virus transmission by pear psylla. Phytopathology 54:1346-1351

**Johnson, M. W.; L. C. Caprio; J.A. Coughlin; B.E. Tabashnik; J.A. Rosenheim; and S. C. Welter.** 1992. Whitefly. J. Ecol. Ent. 85(6): 2370-2376.

**Johnson, S. A.** 1971. The effectiveness of *Tetrastichus trioza* Burks (Hymenoptera:Eulophidae) as a biological control agent of *Paratrioza cockerelli* (Sulc.) (Homoptera:Psyllidae) in north central Colorado. M.S. Thesis, CO. State. Univ., Fort Collins 45 pp.

**Jhonson**, W. 1981, Witheflies cause problems for California growers. Department of Entomology. UCLA. USA. 13 p. Minigrafiado.

**Kaloostian**, G.H. 1980. Psyllid. In: Vectors of plant pathogens. Harris, K.F. and K. Maramorosh Ed. New York, Academic Press. P. 87-91.

**Kennedy**, J. S., C.O.Booth and W.J.S. Kershaw. 1961. Host finding by aphids in the field III. Visual attraction. Ann. Appl. Biol. 49: 1-21.

**Kikushima**, T.J. 2005. El psílido del tomate *Bactericera cockerelli* (Sulc) (= *Paratrioza cockerelli*) una nueva plaga de importancia económica en el Norte de Sinaloa, 2005. Tesis de Licenciatura. Parasitología Agrícola. Universidad Autónoma Chapingo. 74 p.

**Knowlton**, G.F. and M.J. Janes. 1931. Studies on the biology of *Paratrioza cockerelli* (Sulc). Entomol. Soc. Am. Ann. 24:283-291

**Knowlton**, G.F. and Wylie, L.T. 1934. Host plants of the potato psyllid. Utah Agricultural Experiment Station, Logan, Utah. Jour. Econ. Ent. 27:547.

**Kuboyama**, T., Huang, C. C., Lu, X., Sawayanagi, T., Kanazawa, T., Kagami, T., Matsuda, I., Tsuchizaki, T. y Namba, S. 1998. A plasmid isolated from phytopathogenic onion yellows phytoplasma and its heterogeneity in the pathogenic phytoplasma mutant. Mol Plant Microbe Interact, II, 1031-1037.

**Kuwahara**, Y. 1981. Lacceryl laccerate; major component produced by *Anomoneura mori* Schwarz (Homoptera:Psyllidate). Entomology Abstracts. 2627-E12

**Lagunes**, T., A. y J. C. Rodriguez M. 1991. Combate químico de plagas agrícolas en México. Centro de Entomología y Acarología. Colegio de Posgraduados. México. P. 266.

**Lagunes**, T. J. y Rodríguez M. J. C. 1988. Combate químico de plagas agrícolas en México. Centro de Entomología y Acaralogía. Colegio de Posgraduados. Montecillos, México.

**Lagunes**, T.J. y J.C. Rodríguez M. 1994. Combate químico de plagas agrícolas en México. Centro de Entomología y Acaralogía. Colegio de Posgraduados. Montecillos. México.

**Latorre**, B.A., 1990. Plagas de hortalizas. Manual de manejo integrado. FAQ. Santiago de Chile.

**Leclan**, F., Marchoux, G. and Giannotti, J. 1974. Evidence of the role of the psylla *Trioza nigricornis* as a vector in the transmission of a proliferation disease of *Daucus carota*. C.R. Acad. Sci. Ser. 278.1:57-59.

**Lemmenty**, A. And Lindqvist, Y., 1993. Thrips spp (Lind) (Thysanoptera:Thripidae), Onhober vertar for tomato spotted wilt virus. Abstract. Entomol. Abstr 25 (2):109.

**León L.**, R, 1993. Mosquita blanca: daños e impacto a la agricultura regional. P: 23-5 *In*: Memorias de la primera reunión regional sobre problemas fitosanitarios del noroeste de México, IAP. A.C. p. 45-46.

**Lesur**, 2006. Manual de cultivo del tomate: una guía paso a paso.--México; Trillas, 2006. 15 p.

**Lewis**, T. 1973, Thrips. Their biology, ecology importance. Academic Press, New York, p. 34.

**Leyva**, L. N. E. 2005. Distribución espacio temporal de fitoplasmas en cultivos económicamente importantes de la región Centro-Norte de Sinaloa. SAGARPA-Fundación Produce Sinaloa AC-CIIDIR IPN-Gobierno del Estado de Sinaloa. Página 1-19.

**Lindquist, R.K.** 1974. Effect of leafminer larvae on yields of greenhouses tomato in: a preliminary report. Ohio Agri.Res.Dev.Cent.Res.Summ. 73:25-29

**Loera, A. E.** 2007. Control químico e identificación de trips en gladiola (*Gladiolus glandiflorus* Hort.), en Coacalco, municipio de Yautepec, Morelos. Tesis de Maestría. Parasitología Agrícola. Universidad Autónoma Chapingo. 77 p.

**Louise, M.R.** 1977. Host and distribution of the greenhouse withefly *Trialeurodes vaporariorum* (West.) Homoptera: Aleyrodida. U.S.A. Dep. Agric. Coop. Plant Pest. Rep 2 (25):449-458

**Madden, J.L. and Stone, C.,** 1984. Introduction and formation of punch and emergence galls in *Eucalyptus pulchella* leaves. Entomology Abstracts. 15:5490.

**Malloch, J. R.** 1913, A revision of the species in *Agrozyma* Fallen and *Cerodontha* Rondani (Diptera) Ann. Entomol. Soc. Amer. 6(3):269-340.

**Marín-Jarillo, A.,** Garzón-Tiznado, J.A., Becerra-Flora, A. Mejia-Avila, C., Bujanos-Muñiz, R. Y Byerly-Murphy, K.F., 1995.Ciclo biológico y morfología del salerillo *Paratrioza cockerelli* (Sulc.) (Homoptera:Psyllidae) vector de la enfermedad “permanente del jitomate” en el Bajío. Manejo Integrado de Plagas. Costa Rica. 38 p 25-32

**Martínez C., J.L.** 1996. Monitoreo de la resistencia a insecticidas en mosquita blanca en el Valle del Yaqui, Sonora, México. INIFAP-CIRNO. V Taller latinoamericano sobre moscas blancas y geminivirus. Acapulco guerrero. México. P 214

**Melamed-Madjar, V.;** A. Navon and S. Tal. 1983. A laboratory method for estimating survival of tobacco whitefly nymphs after insecticide treatment, based on honeydew excretion. Phytoparasitica.

**Metcalf**, R. L. y Luckmann, W. H. 1990. Introducción al manejo de plagas de insectos. Editorial LIMUSA, México. 710 p.

**McLarty**, H.R. 1984. Killing of pear trees. Ann. Rep. Can. Plant Dis. Sur. P. 28-77.

**Montero** R., A. 1984. Ensayo de insecticidas contra el complejo de plagas en el cultivo de jitomate *Lycopersicon esculentum* (Mill) en Cuautla, Morelos. Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma Chapingo. P.21-23.

**Morril**, A.W. 1925. Commercial entomology on the west coast of México. J. Econ. Entomol.. 707-716

**Muñoz** R., M., J.R. Altamirano C., J. Carmona N., J.D. Trujillo F., G.. López C. y A. Cruz A. Desarrollo de ventajas competitivas en la agricultura. El caso del tomate rojo. CIESSTAM.AUCH. México. 120p.

**Muñoz**, R. M., et al. 1995. Desarrollo de ventajas competitivas en la agricultura. El caso del tomate rojo. SAGAR. CIESTAAM. UACH. México. 120 p.

**Nava**, Camberos U. 1997. Muestreo, monitoreo y umbrales económicos del Psílido del tomate. En; Taller sobre *Paratrioza cockerelli* Sulc. Como plaga y vector de fitoplasmas en hortalizas. 25 y 26 de Julio de 2002. Culiacán, Sinaloa. México.

**Nava** C., U. 1998. Disposición especial y muestreo de mosquita blanca. *In* : Memoria científica Núm. 6. Temas selectos para el manejo integrado de la mosquita blanca. INIFAP-SAGAR-CRUNO. Noviembre de 1998. P. 43, 73.

**Nelson**, K.C. 1994. Participation and employment: a comparative atudy of IPM technology generation in Nicaragua. School of Natural Resources and Enviromen, University of Michigan: Ann, Arbor. (dissertation). P.16.

**Noldus**, L. P; J. J. Xu and J.C. Van Lenteren. 1986. The parasite-host relationship between *Encarsia Formosa* Gahan<sup>0</sup> (Hymenoptora: Aphelinidae) and *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Homomptera:Aleyrodidae) XIX. Feeding-site selection by the greenhouse whitefly. J. Appl. Entomol. P:101:492-507.

**Nuez F.** 1995. El cultivo del tomate. Mundi- prensa. Madrid, España. 793p.

**Ortega A., L.** 1991. Mosquitas blancas (Homopteras: Aleyrididae) vector de virus en hostalizas y su manejo en Méxcico. (ed) Anaya S., y N. bautista. En Manejo fitosanitario de las hortalizas en México. Ed. Centro de Entomología y acaralogía CP y Sociedad Mexicana de Entomología. Pp20-40

**Ortega, A. L. D.** 1998. Moscas blancas en ornamentales. En: Manejo Fitosanitario de Ornamentales. Colegio de Posgraduados, Montecillos, Estado de México. Pág. 40-53

**Ortega, A. L. D.** 2002. Moscas blancas en ornamentales. En: Manejo Fitosanitario de Ornamentales. Colegio de Posgraduados. Montecillo. Estado de México. Pág. 40-53

**Ortiz C., M; R.** Alatorre, R y M. Vega A.; 1995. Grados días de desarrollo (GDD) y temperatura base (Tb) de diferentes especies de mosquita blanca. C.P. Montecillos, Edo. De Méx. y UACH. En: XXX Congreso Nacional de Entomología. 1995. S.M.E. UACH. Chapingo, Méx. P. 35.

**Ortiz M., E.** 1988. Observaciones sobre la biología y ecología de la mosquita blanca *Trialeurodes vaporariorum* Westwood (homoptera:Aleyrodidae) en Tirímbaro, Michoacán, México, Tesis profesional. Universidad Michoacana de San Nicolás Hidalgo. p.25.

**Pacheco, M.F.** (1985). Plagas de los cultivos agrícolas en Sonora y Baja California. CIANO-INIA-SARH, pag. 235-236

**Palti, J.** 1981. Cultural practices and infectious crop diseases. Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg New York. pp 168 -175.

**Peña-Martínez, M. R.** 1992. Identificación de áfidos de importancia agrícola. En: Urias, M. C; Rodríguez, M. R. y Alejandro A. T. Afidos como vectores de virus en México.

**Parreala, M.P.** 1983. A review of the history and taxonomy of economically important serpentine leafminers (*Liriomyza* spp.) in California (Diptera: Agromyzidae) Pan-Pac. Entomol, p. 212

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

**Parreala, M.P.** 1995. IPM: Approaches and prospects. En: Thrips Biology and Management. Plenum Press, New York. Pág. 359-360

**Paulson, G.S and J.W. Beardsley.** 1985 Whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) egg pedicel insertion into host plant stomata. Ann. Ent. Soc. Am. 78(4):506-508.

**Pavon G., J.F.** 1998. Efectividad biológica y susceptibilidad a insecticida contra mosquita blanca en Tlayacapan, Morelos. Tesis de Maestría en Protección Vegetal. Dpto. de Parasitología Agrícola. Universidad Autónoma Chapingo. p. 25.

**Perez, T.D.** 2002. Manejo de Trips (Thysanoptera: Thripidae) en crisantemo (*Dendranthema grandiflora* Tzelev) en Tequexquinahuac, Texcoco, México. Tesis. Departamento de Parasitología Agrícola. Universidad Autónoma Chapingo. 54 p.

**Pinto C., B.** 1992. Virología Agrícola. Parasitología Agrícola. UACH. Chapingo, México. 75p.

**Pletcher, D.J.** 1947. The potato psyllid *Paratrioza cockerelli* (Sulc), its biology and control. Montana Agric. Expt. Stn. Bull. 446:95 pp.

**Poe**, S.L. 1973. The tomato pinworm in Florida. UF/IFAS, AREC Research Report GCI 1973-25.

**Quintanilla**, R. H. 1980. Trips, características morfológicas y biológicas, especies de mayor importancia agrícola. Ed. Hemisferio Sur S. A. Buenos Aires, Argentina Pág. 16-19

**Ramírez** V., J. 1996. Manejo integrado de la mosquita blanca de la hoja plateada. UAS. Facultad de Agronomía. Culiacán, Sinaloa, México. 79p.

**Rabinowich**, H. D And Brewster, J. L. 1990. Onions and allicol crops. Biochemistry food science and minor crops. Vol. II y III. Boca Raton, Florida, USA. 320 p.

**Reyes** C., H. 1993. Uso de telas flotantes en el cultivo de tomate para el control de mosquita blanca en Yucatán, INIFAP.SARH. Campo experimental Uxmal. p. 24.

**Roditakis**, N E. 1990. Host plants of greenhouse whitefly *T. vaporariorum* West-wood (Homoptera: Aleyrodidae) in Crete. Attractiveness and impact on whitefly life stages. Agriculture, ecosystems and impact on whitefly life stages. Agriculture, Ecosystems and Enviroment. 31:217-224.

**Romme**y, V. E. 1939. Breeding áreas of the tomato psyllid, *Paratrioza cockerelli* (Sulc.). J. Econ. Entomol. 32: 150-151

**Richards**, B.L. 1928. A new and destructive disease of the potato in Utah and its relation to patato psylla. Phytopathology. 18:150-141.

**Rivera**, H. S, 1997. Control químico de plagas con diferentes volúmenes de aspersión y tamaño de gota en Jolalpan, Puebla. Tesis Profesional. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México.

**Rodríguez H.;** B. Domínguez R. y H. Sánchez A. 1998. Plagas agrícolas. Universidad Autónoma Chapingo. Depto. de Parasitología Agrícola, Chapingo, Méx., p. 266-291.

**Russell, L.. M.** 1963. Host and distribution of five species of *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera; Aleyrodidae). Ann Entomol. Soc. Am. 5:149-153.

**Russell, L.. M.** 1990. Introduction. In: Gerling (De) Whiteflies: their bionomics, pest status and management Inglaterra. p.23.

**Ruiz V., M. Y G. Sánchez P.** 1992. Use los plaguicidas solo cuando sea conveniente. AGRONOMIA. No. 2. ESA – UAS., Culiacán, Sinaloa. 51p.

**SAGAR,** 1997. Anuario Estadístico de la Producción Agrícola de los Estados Unidos Mexicanos. CEA. CIESTAAM. Tomo I. 721 p.

**Salas, J. y. Cermell, M.** 1995. Manejo integrado de trips o piojito amarillo de la carota *Thrips palmi* Karny en Venezuela. FONAAP. Laro, Venezuela, 10 p.

**Salas, J., E. Arnal y O. Mendoza.** 1993. Manejo Integrado de la mosca blanca de la batata *Bemisia tabaco* Genn., en Venezuela. Fondo Nacional de Investigación Agropecuarias. Barquisimeto, Venezuela. 127p.

**SAGARPA,** 1995. Secretaria de Agricultura, Ganadería, Desarrollo rural, pesca y Alimentación, InfoAserca. Claridades agropecuarias. “El jitomate mexicano”: complemento del mercado estadounidense”. Publicación mensual (Septiembre). No. 25. México, Distrito Federal. [www.aserca.gob.mx](http://www.aserca.gob.mx) (Consultado Octubre de 2006).

**SARH,** 1993. Proyecto de investigación para el manejo integrado de las mosca blanca *Bemisia tabaci* Genn, en el Noreste de México. 76p

**Sánchez A., J.;** H. Sánchez G.; H. Ávila D.; G. Rodríguez L.. y P. Cano R. 1996. Campaña contra la mosquita blanca en la región Lagunera. In: VI

Congreso Internacional de Manejo Integrado de Plagas y V Taller Latinoamericano sobre Moscas Blancas y Geminivirus. SAGAR. Acapulco, Guerrero. p. 228-229.

**Serra**, C.A., 2006. Manejo Integrado de Plagas de Cultivos -Estado Actual y Perspectivas para la República Dominicana. Santo Domingo (República Dominicana). CEDAF, 2006. pp.176.

**Sifuentes** A.; J. A. 1953. Contribución al estudio de biología y control de *T. vaporariorum*. Tesis profesional. Escuela Superior de Agricultura Antonio Narro, Buenavista, Coah., México. P. 46.

**Sifuentes** F. M. J. 1993. Contribución al estudio de biología y control de *T. vaporariorum*. Tesis profesional. Escuela Superior de Agricultura "Antonio Narro", Buenavista, Coah, México.p.46.

**Smith**, P.G., B. Villalon, P.L. Villa. 1987. Horticultural classification of peppers grown in the United States. HortScience 22(1): 11-13

**Soria**, F.M.J. 1993. Producción de hortalizas en la Península de Yucatán. Instituto Tecnológico. Agropecuario de Yucatán. Pp 67-93

**Solís** A., J.F. y J.L. Ayala O. 1998. Manual de prácticas para laboratorio. Entomología Agrícola. Universidad Autónoma Chapingo. Depto. de Parasitología Agrícola. p. 10:37, 68.

**Spencer**, K.A. 1973. Agromyzidae (Diptera) of economic importance. (Series Entomologica No. 9) Junk. The Hague. Netherlands. p. 418.

**Spencer**, K. A. 1982. The celery under threat. Growers. 97:15-18.

**Straub** P.W. and Emmett B. 1992. Pest of monocotyledon crops. *In*: Vegetable crop pest. Ed. Mckinlay R.G. CRC Press. Boca Ratón, Florida, USA.

**Steyskal**, G.C. 1964. Descriptive and synonymical notes on *Liriomyza munda* (Diptera: Agromyzidae). Ann. Entomol. Soc. Amer. 57:388-389.

**Tamayo**, M., F. 1998. Efectividad de *Beauveria bassiana* y *Paecilomyces fumoroseus* contra mosquitas blancas (Homopteras: Aleyrodidae) en Tenextepango, Morelos. Tesis de maestría. CP. Montecillo, México. 86p.

**Toscano**, N. C. And M. Perring T. 1992. Sweetpotato withefly research projet. Department of Entomology. Division of Agriculture and Natural Resources. College of Natural and Agriculture Sciences. UCLA. Riverside, California, U.S.A. p. 8-12

**Treviño S.**, J. 1956. El cultivo de jitomate en el Mante. Tamps. E.N.E. Chapingo, Méx. Tesis Profesional. p. 25.

**Ullman**, D.; J.J. Cho, F.L. Ronald, B.D. Wayne; M. Westcot, and D.M., Custer 1992. Thrips tomato spotted wilt virus interactions: Morphological, behavioral and cellular components influencing thrips transmission. Advances in Disease Vector Research. 9:195-240.

**Uvah**, I. I. I. And Coaker, T.H., 1984. Effect to mixed cropping on some insect pest of carrots and onions. Abstract. Entomol. Abstr 1 (36):159.

**Valadéz**, L.A. 1989. Producción de hortalizas. Tercera reimpresión, Editorial Limusa S.A. de C.V., México, D.F. 298 p.

**Vázquez L.**; Gómez O. Y Mateo A. 1996. Las moscas blancas y los geminivirus en los cultivos agrícolas de Cuba. Menoría del V Taller Latinoamericano sobre moscas blancas y geminivirus. Acapulco, Guerrero, México. pp163

**Vet**, L. E. M., J. C. Van Lenteren and J. Woets. 1980. The parasite-host relationships between *Encarsia Formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae) and *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae). IX A review of the

biological control of the greenhouse whitefly with suggestion for future research. J. Appl. Entomol. 90:26-25.

**Viveros** G., A. 1999. Complejo mosca blanca (*Bemisia tabaci* Genn)- Virosis en Tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill) interferido con arvenses. Tesis de Doctorado. CP. Montecillos, México. 114p.

**Wallis**, R.L. 1955. Ecological studies on the potato psyllid as a pest of potatoes. USDA Tesch. Bull. 1107-25.

**Yano**, E. 1983. Spatial distribution of greenhouse whitefly (*Trialeurodes vaporariorum* West.) and a suggested sampling plant for estimating its density in greenhouses. *Popul. Ecol.* 5:309-320.

**Zitter**, T.A.; J.H. Tsai.; and K.F. Harris. 1980. Flies in: Vectors of plant pathogen (De. Harris, K.F.; Maramorosch, K.) Academic Press, New York. USA. P. 165-176.

## 7. ANEXOS

### SALIDAS DE ANÁLISIS DE VARIANZA (SAS) PARA LOS DIFERENTES INSECTOS PLAGA EN EL CULTIVO DE JITOMATE EN ATLATLAHUCAN, MORELOS, 2011.

#### Mosquita blanca (*Bemisia* spp.)

Apéndice 1. Análisis de varianza para adultos de mosquita blanca (*Bemisia* spp.) en nueve fechas de evaluación en el cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011.

FV	FECHA	FECHA	FECHA						
	1	2	3	4	5	6	7	8	9
	ADULTOS	ADULTOS	ADULTOS						
<b>TRATS</b>	0.400*	1.76*	0.56*	1.73*	1.56*	6.43*	196.43**	161.43**	212.76**
<b>ERROR</b>	0.25	0.31	0.36	2.18	0.31	1.43	17.38	10.38	7.31
<b>CV (%)</b>	125.00	64.93	151.38	201.49	93.78	81.62	42.54	46.92	52.69
<b>MEDIA</b>	0.40	0.86	0.40	0.73	0.60	1.46	9.80	6.86	5.13

FV: fuente de variación; TRATS: tratamientos; CV: coeficiente de variación; \*\* Altamente significativo con  $p \leq 0.01$ ; \* Significativo con  $p \leq 0.05$ .

Apéndice 2. Análisis de varianza para ninfas de mosquita blanca (*Bemisia* spp.) en seis fechas de evaluación en el cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011.

FV	FECHA 4	FECHA 5	FECHA 6	FECHA 7	FECHA 8	FECHA 9
	NINFAS	NINFAS	NINFAS	NINFAS	NINFAS	NINFAS
<b>TRATS</b>	0.56*	0	45.10*	18.43*	14.76**	18.33**
<b>ERROR</b>	0.21	0	9.90	2.73	0.91	1.53
<b>CV (%)</b>	174.55	0	147.48	88.56	53.19	74.29
<b>MEDIA</b>	0.26	0	2.13	1.86	1.80	1.66

FV: fuente de variación; TRATS: tratamientos; CV: coeficiente de variación; \*\* Altamente significativo con  $p \leq 0.01$ ; \* Significativo con  $p \leq 0.05$ .

Apéndice 3. Análisis de varianza para huevecillos de mosquita blanca (*Bemisia* spp.) en seis fechas de evaluación en el cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011.

FV	FECHA 4	FECHA 5	FECHA 6	FECHA 7	FECHA 8	FECHA 9
	HUEV	HUEV	HUEV	HUEV	HUEV	HUEV
<b>TRATS</b>	0.26*	1.60**	18.40*	15.16**	38.00**	59.76**
<b>ERROR</b>	0.06	0.15	6.00	2.06	1.40	6.61
<b>CV (%)</b>	193.64	82.99	193.38	86.25	59.16	91.86
<b>MEDIA</b>	0.13	0.46	1.26	1.66	2.00	2.80

FV: fuente de variación; TRATS: tratamientos; CV: coeficiente de variación; HUEV: huevecillos; \*\* Altamente significativo con  $p \leq 0.01$ ; \* Significativo con  $p \leq 0.05$ .

### Paratrioza (*Bactericera cockerelli*)

Apéndice 4. Análisis de varianza para adultos de paratrioza (*Bactericera cockerelli*) en cinco fechas de evaluación en el cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011.

FV	FECHA 5	FECHA 6	FECHA 7	FECHA 8	FECHA 9
	ADULTOS	ADULTOS	ADULTOS	ADULTOS	ADULTOS
<b>TRATS</b>	2.40*	4.26*	46.16**	68.10**	171.50*
<b>ERROR</b>	0.60	1.26	1.56	1.20	60.90
<b>CV (%)</b>	193.64	211.02	62.58	18.88	97.54
<b>MEDIA</b>	0.40	0.53	2.00	5.80	8.00

FV: fuente de variación; TRATS: tratamientos; CV: coeficiente de variación; \*\* Altamente significativo con  $p \leq 0.01$ ; \* Significativo con  $p \leq 0.05$ .

Apéndice 5. Análisis de varianza para ninfas de paratrioza (*Bactericera cockerelli*) en una fecha de evaluación en el cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011.

FV	FECHA 9
	NINFAS
<b>TRATS</b>	81.66**
<b>ERROR</b>	2.46
<b>CV (%)</b>	67.30
<b>MEDIA</b>	2.33

FV: fuente de variación; TRATS: tratamientos; CV: coeficiente de variación; \*\* Altamente significativo con  $p \leq 0.01$ ; \* Significativo con  $p \leq 0.05$ .

Apéndice 6. Análisis de varianza para huevecillos de paratrioza (*Bactericera cockerelli*) en cinco fechas de evaluación en el cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011.

FV	FECHA 5	FECHA 6	FECHA 7	FECHA 8	FECHA 9
	HUEV	HUEV	HUEV	HUEV	HUEV
<b>TRATS</b>	0.06*	0	0	0	13843.10**
<b>ERROR</b>	0.06	0	0	0	675.55
<b>CV (%)</b>	387.29	0	0	0	36.19
<b>MEDIA</b>	0.06	0	0	0	71.80

FV: fuente de variación; TRATS: tratamientos; CV: coeficiente de variación; HUEV: huevecillos; \*\* Altamente significativo con  $p \leq 0.01$ ; \* Significativo con  $p \leq 0.05$ .

### Pulgonos (*Myzus spp.*)

Apéndice 7. Análisis de varianza para adultos de pulgonos (*Myzus spp.*) en nueve fechas de evaluación en el cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011.

FV	FECHA 1	FECHA 2	FECHA 3	FECHA 4	FECHA 5	FECHA 6	FECHA 7	FECHA 8	FECHA 9
	ADULTOS								
<b>TRATS</b>	0.06*	1.16*	0.26*	1.06*	0.56*	0.90*	2.76*	1.43*	2.06*
<b>ERROR</b>	0.36	0.31	0.26	0.26	0.21	0.25	0.46	0.23	0.36
<b>CV (%)</b>	151.38	84.40	387.29	193.64	174.55	125.00	85.39	103.50	82.57
<b>MEDIA</b>	0.40	0.66	0.13	0.26	0.26	0.40	0.80	0.46	0.73

FV: fuente de variación; TRATS: tratamientos; CV: coeficiente de variación; \*\* Altamente significativo con  $p \leq 0.01$ ; \* Significativo con  $p \leq 0.05$ .

Apéndice 8. Análisis de varianza para ninfas de pulgonos (*Myzus spp.*) en seis fechas de evaluación en el cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011.

FV	FECHA 4	FECHA 5	FECHA 6	FECHA 7	FECHA 8	FECHA 9
	NINFAS	NINFAS	NINFAS	NINFAS	NINFAS	NINFAS
<b>TRATS</b>	0.56*	1.26*	0.56*	1.93*	1.76**	1.60**
<b>ERROR</b>	0.21	0.26	0.26	0.53	0.06	0.15
<b>CV (%)</b>	174.55	110.65	129.09	84.26	48.41	82.99
<b>MEDIA</b>	0.26	0.46	0.40	0.86	0.53	0.46

FV: fuente de variación; TRATS: tratamientos; CV: coeficiente de variación; \*\* Altamente significativo con  $p \leq 0.01$ ; \* Significativo con  $p \leq 0.05$ .

### **Trips (*Thrips* spp.)**

Apéndice 9. Análisis de varianza para adultos de trips (*Thrips* spp.) en cuatro fechas de evaluación en el cultivo de jitomate a campo abierto en Atlatlahucan, Morelos, 2011.

<b>FV</b>	<b>FECHA 6</b>	<b>FECHA 7</b>	<b>FECHA 8</b>	<b>FECHA 9</b>
	ADULTOS	ADULTOS	ADULTOS	ADULTOS
<b>TRATS</b>	0.26*	0.26*	0.06*	0.66*
<b>ERROR</b>	0.06	0.36	0.06	0.21
<b>CV (%)</b>	193.64	302.76	387.29	139.64
<b>MEDIA</b>	0.13	0.20	0.06	0.33

FV: fuente de variación; TRATS: tratamientos; CV: coeficiente de variación; \*\* Altamente significativo con  $p \leq 0.01$ ; \* Significativo con  $p \leq 0.05$ .