

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

SUBDIRECCION DE POSTGRADO



POTENCIALIZACIÓN DE EXTRACTOS VEGETALES EN EL MANEJO DE  
PLAGAS TOLERANTES A PLAGUICIDAS SINTÉTICOS

Tesis

Que presenta ERNESTO GERÓNIMO URBINA

como requisito parcial para obtener el Grado de

MAESTRO EN CIENCIAS EN PARASITOLOGÍA AGRÍCOLA

Saltillo, Coahuila.

Julio 2018

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

SUBDIRECCION DE POSTGRADO



POTENCIALIZACIÓN DE EXTRACTOS VEGETALES EN EL MANEJO DE PLAGAS  
TOLERANTES A PLAGUICIDAS SINTÉTICOS

Tesis

Que presenta ERNESTO GERÓNIMO URBINA

Como requisito parcial para obtener el Grado de

MAESTRO EN CIENCIAS EN PARASITOLOGÍA AGRÍCOLA

Una firma manuscrita en tinta azul sobre una línea horizontal.

Dr. Ernesto Cerna Chávez

Director UAAAN

Una firma manuscrita en tinta azul sobre una línea horizontal.

Dr. Omegar Hernandez Bautista

Director Externo

Saltillo, Coahuila.

Julio 2018

POTENCIALIZACIÓN DE EXTRACTOS VEGETALES EN EL  
MANEJO DE PLAGAS TOLERANTES A PLAGUICIDAS  
SINTÉTICOS

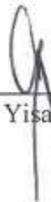
Tesis

Elaborada por ERNESTO GERÓNIMO URBINA como requisito  
parcial para obtener el grado de Maestro en Ciencias en Parasitología  
Agrícola con la supervisión y aprobación de Comité de Asesoría



Dr. Ernesto Cerna Chávez

Asesor Principal



Dra. Yisa María Ochoa Fuentes

Asesor



Dr. Mariano Flores Dávila

Asesor



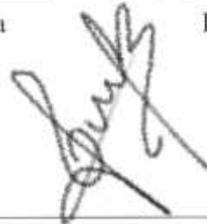
Dr. Jerónimo Landeros Flores

Asesor



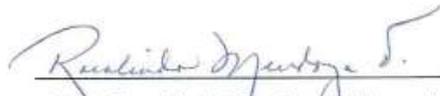
Dr. Luis Alberto Aguirre Uribe

Asesor



Dr. Omegar Hernández Bautista

Asesor



Dra. Rosalinda Mendoza Villarreal.

Subdirectora de Postgrado.

Saltillo, Coahuila.

Julio 2018.

## **AGRADECIMIENTOS**

### **A Dios**

Por enseñarme día a día que con humildad, paciencia y sabiduría todo es posible, gracias por tantas bendiciones que has puesto en mi camino a lo largo de mi vida. Te pido que siempre bendigas mis pasos y sigas iluminándome para así seguir cumpliendo con los proyectos de mi vida y que me cuides en la trayectoria de mi vida.

### **A Mi Alma Terra Mater**

Por abrirme las puertas, por cobijarme, haberme facilitado un lugar donde vivir y por haberme formado como un Profesionista.

### **CONACYT**

Asimismo, mi más profundo agradecimiento al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) Por el apoyo recibido durante todo el proceso de mi formación de maestría, sin la beca de esta institución no hubiera sido posible llevar a cabo esta meta profesional.

### **A MIS DIRECTOR Y ASESORES:**

Gracias al Dr. Ernesto Cerna Chávez por su amistad y por permitirme realizar mi investigación de tesis, bajo sus asesorías, enseñanzas, su apoyo y sus consejos en lo académico. Así como al resto de mis asesores: Dr. Jerónimo Landeros Flores, Dr. Luis Alberto Aguirre Uribe, Dr. Mariano Flores Dávila y al Dr. Omega Hernández Bautista en asesorarme para la realización de este trabajo y gracias a todos por ser parte de mi formación profesional.

### **A MIS AMIGOS:**

Gracias a mis amigos de posgrados con los que conviví a lo largo de estos 2 años que formaron parte importante de mi vida. Gracias a todos aquellos que me ayudaron y me apoyaron en las buenas y en las malas que Dios los bendiga a todos.

## **DEDICATORIAS**

### **A mi padre Daniel Gerónimo Barreto**

Gracias a ti existo, por cuidarme de pequeño y darme un hogar, un pan en la boca, proporcionarme un techo donde vivir, siempre motivándome a seguir adelante y nunca abandonar mis sueños, te admiro y te respeto.

### **A mi madre adorada María de los Ángeles Urbina Rubio**

A ti te debo la vida, por ser una persona súper maravillosa, con tu sabiduría, cariño nunca me faltó, siempre me llevaste por el buen camino, me distes fuerzas para seguir adelante y nunca dejarme vencer te agradezco con toda mi admiración y espero tenerte por mucho tiempo.

### **A mis hermanos**

**José Daniel y Juan Carlos** por ser mis hermanos de sangre, siempre convivimos grandes aventuras y le agradezco a dios por permitirme que sean parte de mi familia, porque siempre me llevaron por el buen camino con sus ejemplos y con sus enseñanzas.

### **A mis abuelos**

**María Rubio Ledezma (+), Baltazar Urbina Cruz, Hilaria Barreto Cruz (+), Cosme Gerónimo Urbina (+)**

Por ser unas personas maravillosas y conformar parte de mi vida, siempre los llevare en mi corazón.

### **A mis sobrinos**

**Fátima y Daniel Alexander Gerónimo Hernández** por ser la alegría de la casa y por hacerme feliz con sus travesuras.

### **A mis amigos**

Maximiliano, Artemio, Albino, mis compañeros de maestría y doctorado por darme su amistad y ser como mis hermanos durante mi estancia en la universidad.

### **A mi hija adorada Ximena Paola Geronimo Julian (+)**

Aunque no estes ahorita conmigo hija siempre te llevare en mi corazón y en mis pensamientos te amo hija.

## Indice General

	<b>Pagina</b>
<b>AGRADECIMIENTOS.....</b>	i
<b>DEDICATORIAS.....</b>	ii
<b>ÍNDICE GENERAL.....</b>	iii
<b>INDICE DE CUADROS.....</b>	viii
<b>INDICE DE FIGURAS.....</b>	x
<b>CAPITULO I</b>	
<b>RESUMEN.....</b>	xiv
<b>ABSTRACT.....</b>	xv
<b>INTRODUCCION.....</b>	1
1.1 Justificación.....	2
1.2 Objetivo.....	2
1.2.1 Objetivos específicos.....	2
1.3 Hipótesis.....	2
<b>CAPITULO II</b>	
<b>REVISIÓN DE LITERATURA.....</b>	3
2.1 Importancia de los Insectos plagas en cultivos agrícolas.....	3
3.1 Mosca blanca ( <i>Bemisia tabaci</i> (Gennadius)).....	4
3.1.1 Familia Aleyrodidae.....	4
3.1.2 Generalidades.....	4
3.2 Descripción de la Mosca blanca ( <i>Bemisia tabaci</i> ).....	5
3.2.1 Clasificación taxonómica.....	5
3.2.2 Generalidades.....	6
3.2.3 Origen.....	6
3.2.4 Distribución a nivel mundial.....	6

3.2.5 Distribución en México.....	7
3.2.6 Importancia económica.....	7
3.2.7 Descripción.....	8
3.2.8 Ciclo biológico y hábito.....	9
3.2.9 Daños.....	15
3.2.10 Hospederos.....	16
3.3 Alternativas de Control de la Mosca Blanca.....	17
3.3.1 Control cultural.....	17
3.3.2 Control biológico.....	18
3.3.3 Control químico.....	19
3.3.4 Control legal.....	19
3.4 Resistencia.....	20
4.1 Arañita Roja ( <i>Tetranychus urticae</i> (Koch)).....	20
4.1.1 Familia Tetranychidae.....	20
4.1.2 Generalidades.....	20
4.2 Descripción de la Arañita roja ( <i>Tetranychus urticae</i> ).....	21
4.2.1 Clasificación taxonómica.....	21
4.2.2 Generalidades.....	22
4.2.3 Distribución a nivel mundial.....	22
4.2.4 Distribución en México.....	23
4.2.5 Importancia económica.....	23
4.2.6 Descripción.....	24
4.2.7 Ciclo biológico y hábito.....	25
4.2.8 Alimentación.....	28
4.2.9 Daños.....	28
4.2.10 Hospederos.....	29

4.2.11	Dispersión y tipos.....	30
4.3	Alternativas de Control de la Arañita roja.....	30
4.3.1	Control cultural.....	31
4.3.2	Control biológico.....	31
4.3.3	Control químico.....	32
4.3.4	Control legal.....	33
4.4	Resistencia.....	33
5.1	Psílido de la Papa ( <i>Bactericera cockerelli</i> (Sulc)).....	33
5.1.1	Generalidades.....	33
5.1.2	Clasificación taxonómica.....	34
5.1.3	Origen.....	35
5.1.4	Distribución a nivel mundial.....	35
5.1.5	Distribución en México.....	36
5.1.6	Importancia económica.....	36
5.1.7	Descripción.....	36
5.1.8	Ciclo biológico.....	37
5.1.9	Daños y tipos.....	41
5.1.10	Hospederos.....	43
5.2	Alternativas de Control del Psílido de la papa.....	43
5.2.1	Control cultural.....	43
5.2.2	Control genético.....	44
5.2.3	Control biológico.....	44
5.2.4	Control legal.....	45
5.2.5	Control químico.....	46
5.3	Resistencia.....	47
6.1	Mecanismos de Resistencia a Insecticidas.....	47

6.1.1 Resistencia y tipos.....	48
6.2 Bioensayos y tipos.....	51
6.3 Mezcla Insecticida-Sinergista.....	52
7.1 Insecticidas utilizados.....	54
7.1.1 Abamectina.....	54
7.1.2 Deltametrina.....	54
7.1.3 Imidacloprid.....	55
7.1.4 Spirotetramat.....	55
8.1 Importancia de los extractos vegetales.....	56
8.2 Higuierilla ( <i>Ricinus communis</i> ).....	57
8.2.1 Generalidades.....	57
8.2.2 Clasificación taxonómica.....	58
8.2.3 Distribución Mundial.....	59
8.2.4 Distribución en México.....	59
8.2.5 Características morfológicas.....	60
8.2.6 Principales toxinas presentes en la higuierilla.....	61
8.3 Chicalote ( <i>Argemone mexicana</i> ).....	62
8.3.1 Generalidades.....	62
8.3.2 Clasificación taxonómica.....	63
8.3.3 Distribución Mundial.....	63
8.3.4 Distribución en México.....	63
8.3.5 Características morfológicas.....	64
8.3.6 Principales toxinas presentes en el chicalote.....	64
8.3.7 Antecedentes de actividad insecticida.....	64
8.4 Canela ( <i>Cinnamomum verum</i> ).....	65
8.4.1 Generalidades.....	65

8.4.2 Clasificación taxonómica.....	65
8.4.3 Distribución Mundial.....	66
8.4.4 Características morfológicas.....	66
8.4.5 Principales toxinas presentes en la canela.....	66
8.5 Mostaza ( <i>Sinapis alba</i> ).....	66
8.5.1 Generalidades.....	66
8.5.2 Clasificación taxonómica.....	67
8.5.3 Distribución Mundial.....	68
8.5.4 Características morfológicas.....	68
 <b>CAPITULO III</b>	
<b>MATERIALES Y MÉTODOS.....</b>	<b>69</b>
9.1 Ubicación del experimento.....	69
9.1.1 Material biológico.....	69
9.1.2 Establecimiento de las colonias.....	69
9.1.3 Método de bioensayo.....	70
9.1.3.4 Determinación de las CL50 de extractos e insecticidas.....	70
9.1.4 Mezclas.....	71
9.1.5 Análisis estadístico.....	75
 <b>CAPITULO IV</b>	
<b>RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....</b>	<b>77</b>
<b>CONCLUSIONES.....</b>	<b>89</b>
<b>BIBLIOGRAFÍA.....</b>	<b>90</b>

## Índice de cuadros

<b>CUADROS</b>		<b>PAGINA</b>
<b>1</b>	Organismos de control biológico de <i>Bactericera cockerelli</i> .	45
<b>2</b>	Mecanismos de resistencia a insecticidas.....	48
<b>3</b>	Principales productores de higuera a nivel mundial.....	59
<b>4</b>	Ventana biológica utilizada en extractos vegetales e insecticidas sintéticos para evaluar la mortalidad de las especies insecto plagas.....	71
<b>5</b>	Dosis utilizadas en la mezclas de extractos vegetales más insecticida sintético para evaluar la mortalidad de <i>Tetranychus urticae</i> .....	73
<b>6</b>	Dosis utilizadas en la mezclas de extractos vegetales más insecticida sintético para evaluar la mortalidad de <i>Bactericera cockerelli</i> .....	74
<b>7</b>	Dosis utilizadas en la mezclas de extractos vegetales más insecticida sintético para evaluar la mortalidad de <i>Bemisia tabaci</i> .....	75
<b>8</b>	Comparación de concentraciones letal media de los insecticidas evaluados contra <i>Tetranychus urticae</i> .....	77
<b>9</b>	Comparación de concentraciones letal media de los extractos evaluados contra <i>Tetranychus urticae</i> .....	78
<b>10</b>	Determinación de las CL <sub>50</sub> de las mezclas de extractos vegetales más insecticidas contra <i>Tetranychus urticae</i> .....	79
<b>11</b>	Comparación de concentraciones letal media de los insecticidas evaluados contra <i>Bactericera cockarelli</i> .....	80
<b>12</b>	Comparación de concentraciones letal media de los extractos evaluados contra <i>Bactericera cockarelli</i> .....	81
<b>13</b>	Determinación de las CL <sub>50</sub> de las mezclas de extractos vegetales más insecticidas contra <i>Bactericera cockerelli</i> .....	82

<b>14</b>	Comparación de concentraciones letal media de los insecticidas evaluados contra <i>Bemisia tabaci</i> .....	83
<b>15</b>	Comparación de concentraciones letal media de los extractos evaluados contra <i>Bemisia tabaci</i> .....	84
<b>16</b>	Determinación de las CL <sub>50</sub> de las mezclas de extractos vegetales más insecticidas contra <i>Bemisia tabaci</i> .....	85
<b>17</b>	Determinación de los coeficiente de cotoxicidad de las mezclas de extractos vegetales más insecticidas en Arañita roja ( <i>Tetranychus urticae</i> ).....	86
<b>18</b>	Determinación de los coeficiente de cotoxicidad de las mezclas de extractos vegetales más insecticidas para el Psilido de la papa ( <i>Bactericera cockarelli</i> ).....	87
<b>19</b>	Determinación de los coeficiente de cotoxicidad de las mezclas de extractos vegetales más insecticidas para mosquita blanca ( <i>Bemisia tabaci</i> ).....	88

## Índice de figuras

FIGURAS		PAGINA
1	Mosquita blanca, familia Aleyrodidae (Hemiptera: Sternorrhyncha).....	4
2	Mosquita blanca adulto.....	5
3	Distribución geográfica mundial de <i>Bemisia tabaci</i> .....	7
4	Vista frontal de la cabeza de <i>Bemisia tabaci</i> .....	8
5	<i>Bemisia tabaci</i> , a) tibia posterior, b) tibia media.....	9
6	Huevos de <i>Bemisia tabaci</i> .....	10
7	Ninfa de <i>Bemisia tabaci</i> .....	11
8	Primer estadio ninfal de <i>Bemisia tabaci</i> .....	12
9	Segundo estadio ninfal de <i>Bemisia tabaci</i> .....	12
10	Tercer estadio ninfal de <i>Bemisia tabaci</i> .....	13
11	Cuarto estadio ninfal de <i>Bemisia tabaci</i> .....	14
12	Adulto de <i>Bemisia tabaci</i> .....	15
13	Daños de <i>Bemisia tabaci</i> .....	16
14	<i>Chrysoperla carnea</i> (Stephens) alimentándose de ninfas de <i>Bemisia tabaci</i> .....	18
15	Arañita roja, familia Tetranychidae.....	21
16	Amarillamiento causado por arañita roja ( <i>Tetranychus urticae</i> ).....	22
17	Hoja de tomate atacado por <i>Tetranychus urticae</i> .....	24
18	Aspecto externo de una hembra (a) y un macho (b) de <i>Tetranychus urticae</i> .....	24
19	Huevos de <i>Tetranychus urticae</i> .....	26
20	Larva de <i>Tetranychus urticae</i> .....	26
21	Deutoninfa de <i>Tetranychus urticae</i> .....	27
22	Hembra de <i>Tetranychus urticae</i> .....	28
23	Telaraña de <i>Tetranychus urticae</i> .....	29
24	<i>P. persimilis</i> depredando <i>Tetranychus urticae</i> .....	32
25	Psílido de la papa ( <i>Bactericera cockerelli</i> ).....	34
26	Distribución geográfica mundial de <i>Bactericera cockerelli</i> ..	35

27	Huevecillos de <i>Bactericera cockerelli</i> .....	37
28	Primer estadio de <i>Bactericera cockerelli</i> .....	38
29	Segundo estadio de <i>Bactericera cockerelli</i> .....	38
30	Tercer estadio de <i>Bactericera cockerelli</i> .....	39
31	Cuarto estadio de <i>Bactericera cockerelli</i> .....	39
32	Quinto estadio de <i>Bactericera cockerelli</i> .....	40
33	Adulto de <i>Bactericera cockerelli</i> .....	41
34	Amarillamiento de tomate por <i>Bactericera cockerelli</i> .....	42
35	<i>Candidatus Liberibacter solanacearum</i> causado por <i>Bactericera cockerelli</i> .....	42
36	Planta de Higuierilla ( <i>Ricinus communis</i> ).....	58
37	Planta del Chicalote ( <i>Argemone mexicana</i> ).....	62
38	Árbol de la Canela ( <i>Cinnamomum verum</i> ).....	65
39	Planta de la Mostaza ( <i>Sinapis alba</i> ).....	67
40	Mapa de localización del Sitio Experimental.....	69

## CAPITULO I

### Resumen

Las plagas de los cultivos son una de las principales causas de pérdidas de cosechas y por ende de pérdidas económicas en la agricultura mundial.

El uso excesivo de plaguicidas provoca efectos negativos en el suelo, el agua y el ambiente. Además, ha contribuido al aumentar los problemas de plagas debido al desarrollo de resistencia en dichos insectos y así mismo a la destrucción de sus enemigos naturales.

Por ello, el objetivo de este trabajo es: determinar la efectividad biológica de cuatro insecticidas de diferentes grupos toxicológicos combinados con 4 extractos vegetales para hacer una mezcla que potencialice y se obtenga una mayor mortalidad en la plaga-insectos como *Bemisia tabaci*, *Tetranychus urticae* y *Bactericera cockerelli*.

Para esto, se establecieron las colonias de *Bemisia tabaci*, *Tetranychus urticae* y *Bactericera cockerelli* en el laboratorio de Toxicología de esta Universidad, posteriormente se pusieron en plantas hospederas para su reproducción y multiplicación de dicha plaga, para el experimento se utilizaron ninfas de 3 y 4 estadio de *Bemisia tabaci* y *Bactericera cockerelli* mientras que en *Tetranychus urticae* se utilizaron adultos.

El experimento de *Tetranychus urticae* mostro que el insecticida Abamectina obtuvo una  $CL_{50}$  de 141.777 ppm mientras que el extracto de Higuierilla tuvo una  $CL_{50}$  de 136.508 ppm, y la mejor mezcla fue Canela + Abamectina con una  $CL_{50}$  de 11.255 ppm.

A comparación para *Bactericera cockerelli* mostro mejor efectividad la Deltametrina con una  $CL_{50}$  de 114.085 ppm, el extracto de Higuierilla se obtuvo una  $CL_{50}$  de 67.457 ppm y la mezcla mejor fue Canela + Abamectina con una  $CL_{50}$  de 6.901 ppm.

Y para *Bemisia tabaci* el insecticida Abamectina tuvo una  $CL_{50}$  de 87.887 ppm, y el extracto de Mostaza con una  $CL_{50}$  de 36.858 ppm y la  $CL_{50}$  de la mezcla Mostaza + Abamectina con 6.452 ppm.

**Palabras clave:** Plaga-insecto, *Bemisia tabaci*, *Tetranychus urticae*, *Bactericera cockerelli*, Mortalidad, Efectividad biológica, ppm, Insecticidas, Extractos vegetales.

## Abstract

The plagues of the cultures are one of the principal reasons of losses of crops and for ende of economic losses in the world agricultura. The excessive use of pesticides provokes negative effects in the soil, the water and the environment. In addition, he has contributed on having increased the problems of plagues due to the development of resistance in the above mentioned insects and likewise to the destruction of his natural enemies.

For it, the qual of this work is: to determine the biological efficiency of four insecticides of different toxicological groups combined with 4 vegetable extracts to do a mixture that it promotes and a major mortality is obtained in the plague - insect as *Bemesia tabaci*, *Tetranychus urticae* and *Bactericera cockerelli*. For this, there were established the colonies of *Bemesia tabaci*, *Tetranychus urticae* and *Bactericera cockerelli* in the laboratory of Toxicology of this University, later they put in plants hospederas for his reproduction and muplitacion of the above mentioned plague, for the experiment nymphs of 3 and 4 were in use stadium of *Bemesia tabaci* and *Bactericera cockerelli* whereas in *Tetranychus urticae* adults were in use.

There was obtained in the experiment of *Tetranychus urticae* that the insecticide Abamectina obtained a CL50 of 141.777 ppm whereas Higuierilla's extract had a CL50 of 136.508 ppm, and the best mixture was A Cinnamon + Abamectina with a CL50 of 11.255 ppm. To comparison for better *Bactericera cockerelli* mostro efficiency the Deltametrina with a CL50 of 114.085 ppm, Higuierilla's extract obtained a CL50 of 67.457 ppm and the best mixture was A Cinnamon + Abamectina with a CL50 of 6.901 ppm. And for *Bemisia tabaci* the insecticide Abamectina it had a CL50 of 87.887 ppm, and the extract of Mustard with a CL50 of 36.858 ppm and the CL50 of the mixture Mustard + Abamectina with 6.452 ppm.

**Keywords:** Plague - insect, *Bemesia tabaci*, *Tetranychus urticae*, *Bactericera cockerelli*, Mortality, Efficiency biological, Insecticides, Extracts vegetable, ppm.

## INTRODUCCIÓN

Las plagas de los cultivos son una de las principales causas de pérdidas de cosechas y por ende de pérdidas económicas en la agricultura mundial (Hódar *et al.*, 2012).

El uso excesivo de plaguicidas provoca efectos negativos en el suelo, el agua y el ambiente. Además, ha contribuido al aumentar los problemas de plagas debido al desarrollo de resistencia en dichos insectos y así mismo a la destrucción de sus enemigos naturales (UNA., 2000).

Las moscas blancas pertenecen a la familia, Aleyrodidae, son insectos muy pequeños usualmente alrededor de 2 mm, los adultos y ninfas se alimentan de la savia; varias especies son plagas serias de plantas y algunas pueden transmitir enfermedades, especialmente las causadas por virus (Gullan y Martin, 2009).

La arañita roja, *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae), es una de las principales plagas de hortalizas y otros cultivos de importancia económica (Liburd *et al.*, 2007), se alimenta succionando el contenido de las células de plantas y los daños ocasionados incluyen telarañas, punteado fino foliar, amarillamiento, caída de las hojas e incluso la muerte de la planta (Helle y Sabelis, 1985).

*B. cockerelli*, como responsable de la transmisión de fitoplasmas en cultivos de solanáceas (chile, papa, tomate y tomate de cáscara), y de producir daños por su efecto tóxico en sus plantas hospederas (Gómez *et al.*, 2008).

Por estas razones se han considerado las plantas como un campo apropiado para la búsqueda de nuevas estructuras con menor impacto ambiental y con potencial para el control de estas plagas agrícolas, dando origen a nuevas e interesantes líneas de investigación en los países de América Latina y en el mundo (Kumul 1983, Lagunes *et al.*, 1984, Mancebo *et al.*, 2000, Rodríguez Hernández, 1982 y 1986, Rodríguez Hernández *et al.*, 1982)

## **1.1 Justificación**

El propósito de este trabajo es generar una alternativa para obtener un mayor control de las plagas de importancia económica, en este caso que nos ayuden a disminuir la resistencia y el impacto ambiental por el uso de altas dosis y aplicaciones frecuentes de plaguicidas sintéticos.

## **1.2 Objetivo**

Evaluar la potencialización de extractos vegetales con plaguicidas sintéticos para el control de insectos plaga.

### **1.2.1 Objetivos específicos**

- Determinar la efectividad biológica de los extractos vegetales a plagas de importancia económica.
- Determinar la efectividad biológica de plaguicidas sintéticos a plagas de importancia económica.
- Determinar la efectividad biológica de la mezcla de extractos vegetales mas plaguicidas sintéticos.
- Evaluar la potencialización de extractos vegetales mezclados a dosis mínimas con plaguicidas sintéticos.

## **1.3 Hipótesis**

Se espera que al menos una mezcla (Extracto vegetal mas el plaguicida sintético) pueda incrementar la mortalidad en los insectos plaga.

## CAPITULO II

### REVISIÓN DE LITERATURA

#### **2.1 Importancia de los insectos plagas en cultivos agrícolas.**

Las plagas de los cultivos son una de las principales causas de pérdidas de cosechas y por ende de pérdidas económicas en la agricultura mundial. El problema se agrava en países en vías de desarrollo, como la mayor parte de los países latinoamericanos, incluyendo a México. Se sabe que en general, los insectos responden más rápido que las plantas al incremento de temperatura, de modo que lo previsible con el cambio climático actual, es un incremento en la frecuencia y la virulencia de las afectaciones de cultivos causadas por insectos (Hódar *et al.*, 2012).

Como consecuencia de este desarrollo acelerado de los insectos por el incremento de temperatura, se presenta un mayor número de generaciones de las plagas por ciclo agrícola, y con ello se hace necesaria la utilización de un mayor número de aplicaciones de insecticidas (FAO, 2007).

Puede traer consigo importantes efectos sobre la salud humana y la sanidad ambiental los usos inapropiados de plaguicidas en los cultivos, provocando problemas que se acentúan en la población rural pobre, que no puede permitirse el uso de compuestos menos tóxicos ni cuenta con equipo para aplicar estas sustancias o de protección. El cambio climático también puede intervenir en la inocuidad de los alimentos; la proliferación de plagas y enfermedades podría propiciar el incremento, aún hasta niveles inadecuados, de la cantidad de residuos de plaguicidas y medicamentos veterinarios en el suministro de alimentos (FAO, 2013).

Una situación adversa más que puede deberse con el cambio climático, es el incremento de enfermedades de cultivos que se transmiten por insectos vectores. Al cambiar las condiciones de temperatura, pueden crearse ambientes favorables para estos organismos vectores e incrementar el potencial de ataque de patógenos incluso de amplio espectro geográfico. Un buen ejemplo es el huanglongbing, el cual se considera una de las enfermedades transfronterizas más amenazadoras de la bioseguridad de la agricultura del presente siglo (Luckt *et al.*, 2014).

## 3.1 Mosca blanca (*Bemisia tabaci* (Gennadius))

### 3.1.1 Familia Aleyrodidae

#### 3.1.2 Generalidades

La fauna mundial de la familia Aleyrodidae (Hemiptera: Sternorrhyncha) consiste de 1,556 especies válidas en 161 géneros; actualmente formada por tres subfamilias, incluyendo Aleurodicinae, la cual se encuentra principalmente en la región Neotropical e incluye 108 especies en 18 géneros (Martin & Mound 2007).

Algunas especies de esta familia causan grandes pérdidas económicas en la agricultura, tanto por los daños directos que producen al alimentarse, como por los indirectos, como la formación de hongos sobre la melaza que excretan, así como por la eficiencia de algunas especies en la transmisión de virus causantes de enfermedades de las plantas (Vázquez, 2004).



**Figura 1.-** Mosquita blanca, familia Aleyrodidae (Hemiptera: Sternorrhyncha).

Los aleuródidos se conocen popularmente como “moscas blancas” debido a un polvo céreo, de color blanco, que recubre su cuerpo y que ellas mismas producen. Los adultos tienen alas membranosas y su aspecto es muy uniforme entre las distintas especies (González *et al.*, 2008).

Las moscas blancas pertenecen a la familia, Aleyrodidae, son insectos muy pequeños usualmente alrededor de 2 mm, los adultos y ninfas se alimentan de la savia; varias especies

son plagas serias de plantas y algunas pueden transmitir enfermedades, especialmente las causadas por virus (Gullan y Martin, 2009).



**Figura 2.-** Mosquita blanca adulto.

### 3.2 Descripción de la Mosca blanca (*Bemisia tabaci*)

#### 3.2.1 Clasificación taxonómica

Los aleyrodidos conocidos comúnmente como mosquitas blancas, mosquitas prietas, etc., constituyen un grupo grande y diverso de insectos, variando considerablemente en forma del cuerpo, alas, antenas, historias de la vida, y hábitos alimenticios. Dada esta diversidad, no es sorprendente que autoridades en taxonomía anteriores ubicaran a estos individuos en dos órdenes: Hemiptera y Homóptera. Actualmente se ubica a estos insectos en el orden Hemiptera. (Triplehorn and Johnson, 2005).

**Phylum**.....Arthropoda

**Clase**.....Insecta

**Orden**.....Hemiptera

**Suborden**.....Sternorrhyncha

**Superfamilia**.....Aleyrodoidea

**Familia**.....Aleyrodidae

**Subfamilia**.....Aleyrodinae

**Especie**.....*Bemisia tabaci* (Gennadius)

### 3.2.2 Generalidades

*Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) fue descrita en 1889 como una plaga del tabaco en Grecia y fue llamado *Aleyrodes tabaci*, la mosca blanca del tabaco (Gennadius, 1889).

Los primeros *B. tabaci* en el Nuevo Mundo fueron coleccionado en 1897 en los Estados Unidos en papa. Originalmente fue descrito como *Aleyrodes inconspicua* Quaintance y dado el nombre común de camote mosca blanca (Quaintance, 1900).

En 1928, se encontró en Brasil en *Euphorbia hirtella* y descrito como *B. costalimai* Bondar (Mound y Halsey, 1978). En 1933, la especie fue recolectada en Taiwán y descrita como *B. hibisci* (Mound y Halsey, 1978). Mayor extensión de su rango geográfico de subtropical y tropical sistemas de agricultura se ha producido para incluir templado áreas climáticas; la especie ahora está distribuida a nivel mundial y se encuentra en todos los continentes excepto en la Antártida (Martin, 1999; *Martin et al.*, 2000).

### 3.2.3 Origen

Las afiliaciones evolutivas de la taxa de *Bemisia* dentro de la familia Aleyrodidae sugieren que *B. tabaci* puede haberse originado en África tropical y fue introducido bastante recientemente en el Neotrópico y el sur de América del Norte (Campbell *et al.*, 1996).

Algunas evidencias también sugiere que *B. tabaci* puede ser nativo de India o Pakistán, donde la mayor diversidad de parasitoides, se han encontrado estas especies, un criterio que ha sido considerado una buena indicación que el género se encuentra hay su epicentro (Brown *et al.*, 1995).

En la década de 1980, los brotes de *B. tabaci* fueron fuertes transmisores de virus donde se han convertido en un obstáculo en la producción de cultivos de alimentos y fibras en muchas partes del mundo (Brown, 1994).

### 3.2.4 Distribución a nivel mundial

Actualmente, el biotipo B de *B. tabaci* se ha convertido en una plaga mundial en las regiones tropicales y subtropicales, y es menos prominente en los hábitats templados (Fig. 3). Los ambientes con temperaturas frías a menudo conducen a una alta mortalidad tanto de adultos como de larvas. El biotipo B de *B. tabaci* es la especie de mosca blanca más ampliamente estudiada en los últimos años debido a su invasividad y amplio rango de hospederos que ha resultado en una amplia distribución geográfica. En Europa se ha establecido con éxito en cultivos protegidos (SANTIAGO, 1999).



**Figura 3.-** Distribución geográfica mundial de *Bemisia tabaci*.

### 3.2.5 Distribución en México

Es una de las plagas más importantes que ocasiona daño a hortalizas cultivadas en la República Mexicana (Holguín-Peña *et al.* 2010). Se encuentra en todo México (CESAVEDF, 2016).

Actualmente en nuestro país, las especies *Bemisia tabaci*, *Bemisia argentifolii*, *Trialeurodes vaporariorum*, *Trialeurodes abutilonea*, *Tetraleurodes usorum* y *Aleurothrixus floccosus*, son consideradas las de mayor importancia económica en la agricultura nacional; sin embargo, de todas ellas *Bemisia argentifolii*, es catalogada como la principal (Torres *et al.*, 1996)

### 3.2.6 Importancia económica

Los géneros con mayor importancia a nivel mundial son: *Aleurothrixus*, *Bemisia*, *Trialeurodes*, *Aleuracanthus*, *Dialeurodes* de estas especies solo tres son reconocidas como transmisoras de virus fitopatógenos: *Trialeurodes vaporariorum*, *Dialeurodes citrifoli* y *Bemisia tabaci* son las especies más importantes (ZUÑIGA, 2006).

*B. tabaci* es una de las plagas más importantes en todo el mundo debido a su amplia distribución en regiones tropicales y subtropicales. Puede afectar a más de 600 especies diferentes de plantas cultivadas y silvestres y, debido a la gran cantidad de virus que puede

transmitir, particularmente Begomovirus (Geminiviridae: Begomovirus.), puede causar enfermedades devastadoras en muchos cultivos diferentes (Carabalí, 2004).

En algunos cultivos, tales como tomate, la presencia de un solo adulto de mosca blanca por planta es suficiente para causar el 100% de infección con geminivirus (Espinel *et al.*, 2008).

### 3.2.7 Descripción

Tamaño de 0.70 a 0.95 mm de largo. Los adultos vivos tienen el cuerpo de color amarillo oscuro, con dos pares de alas blancas inmaculadas. Ojos compuestos divididos y cada ojo consiste en dos grupos de omatidias con un omatidio que forma un puente entre los dos grupos (Carapia and Castillo, 2013).

Para el ojo compuesto Lima *et al.*, (2001), reportan en forma clara que la parte superior está formada por 45 omatidias y la porción inferior por 31 omatidias, arregladas en forma hexagonal, en grupos interconectados de 6 omatidias alrededor de una omatidia relativamente un poco menor y generalmente de color más claro. Las antenas constan de siete segmentos con una sensila primaria en los segmentos 3, 5 y 7. Como sensorial, está presente en el segmento 3, 6 y 7.

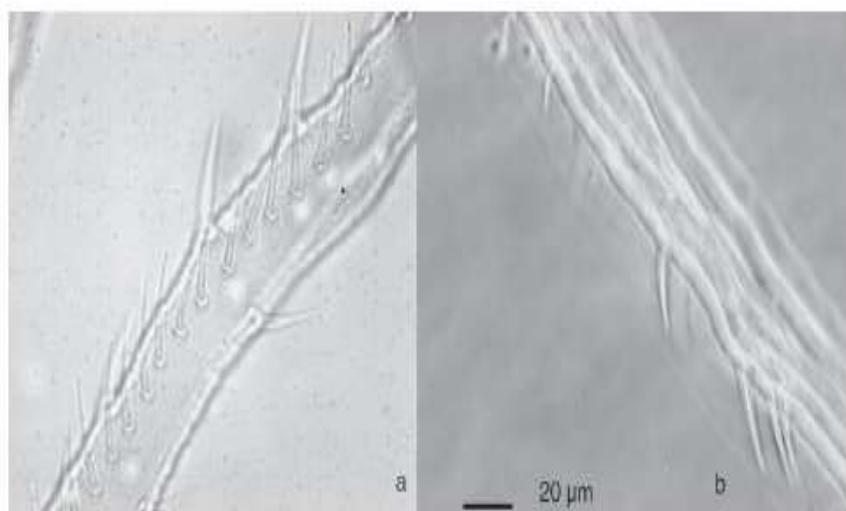


**Figura 4.-** Vista frontal de la cabeza de *Bemisia tabaci*.

Las alas son membranosas y desnudas, presentando textura semejante, margen anterior de las alas anteriores recto, redondeada distalmente, con venación notablemente reducida, mantenidas ligeramente separadas, formando una especie de techo a dos aguas muy inclinadas sobre el abdomen, dejando parte del abdomen visible. El margen de las alas

anteriores y posteriores es "perillada" con setas diminutas originándose de cada estructura (Carapia and Castillo, 2013).

Previamente Hill (1969) reportó esta característica con dos sedas diminutas (en vista lateral); sin embargo, presenta de cuatro a seis. Las tibias de las patas mesotorácicas presentan espinas fuertes que se disponen en forma aleatoria, característica que no es acorde con lo esquematizado, ya que la descripción ilustrada de las tibias es de forma muy diferente aparentando ser las de *T. vaporariorum* pero con el peine metatibial muy corto. Patas metatorácicas con un único grupo lineal de setas; las cuales son normalmente más pequeñas, menos gruesas y esclerotizadas y más juntas que otras setas sobre el mismo segmento de la pata. Estas setas son llamadas peines metatibiales (Gill, 1990).



**Figura 5.-** *Bemisia tabaci*, a) tibia posterior, b) tibia media.

Lima *et al.*, (2001) reportan una imagen de un peine de setas con 17 unidades, las cuales pueden variar ligeramente en número. En la superficie ventral del abdomen de las hembras están presentes dos pares de placas cerosas en los segmentos tres y cuatro, en el caso de los machos se presentan cuatro pares en los segmentos tres a seis.

### 3.2.8 Ciclo biológico y hábito

Es un insecto chupador que se localiza en el envés de las hojas de sus hospedantes, presenta metamorfosis incompleta; es decir su ciclo biológico incluye una etapa de huevo, cuatro estados ninfales y el adulto (Bautista *et al.*, 2002; Bautista, 2006).

Las hembras depositan los huevos individualmente o en grupos -a veces los colocan formando arcos o círculos- en el envés de las hojas; tienen forma ovoide y poseen un pedicelo que se inserta en la hoja y sostiene al huevo en posición vertical (Molinari *et al.*, 2007).

Y tiene una duración de 21 a 45 días aproximadamente, En un corto periodo de tiempo pueden coexistir generaciones traslapadas (Román, 2007). El periodo de incubación varía con la temperatura y la humedad, a 25 °C y 75% de HR la duración del estado de huevo es de seis a siete días (Morales *et al.*, 2006, López, 2004).

**Huevo:** Los huevecillos son generalmente piriformes u ovoides cuando están recién ovipositados son de color verde pálido después adquieren una coloración castaño oscuro, miden en promedio de 0.089 a 0.186 mm, en la mayoría de las especies, los huevecillos asumen una posición erecta y llevan en la parte posterior un pedicelo corto de aproximadamente 300 micras que es una extensión de una parte lisa y brillante llamada córion el cual tiene una sutura media longitudinal en la superficie cóncava, el pedicelo se incrusta, ya sea en la superficie de las hojas o dentro de las aperturas estomáticas; algunos autores consideran que el pedicelo además de servir como un medio de anclaje, sirve como una guía para el espermatozoide durante la fertilización, periodo en el cual se encuentra lleno de protoplasma, después de esta el pedicelo se transforma en un tubo hueco por el cual se sugiere que se absorbe agua hacia el huevo (Byrne, *et al.*, 1991, Ramírez, 1996).



**Figura 6.-** Huevos de *Bemisia tabaci*.

**Ninfa:** Una vez eclosionado el huevo, emerge una pequeña ninfa que es móvil y se desplaza sobre la superficie de la hoja hasta que encuentra un lugar apropiado para alimentarse, introduce su estilete y se fija allí donde transcurrirá el resto del estado de ninfa sin volverse a desplazar (López, 2004).



**Figura 7.-** Ninfa de *Bemisia tabaci*.

Los estadios se diferencian principalmente por cambios en el tamaño y la acumulación de sustancias cerosas sobre su cuerpo y durante el segundo y tercer estadio de ninfa el cuerpo es ovalado y de color amarillo transparente, en el cuarto estadio comúnmente referido como “pupa”, los ojos y las alas blancas del adulto son visibles (Molinari *et al.*, 2007).

**Primer instar:** Dimensiones: 250- 300  $\mu\text{m}$  de largo y 155  $\mu\text{m}$  de ancho. Es un estado de desarrollo activo en locomoción y se desplaza en busca de un lugar adecuado para alimentación por lo que sus patas y antenas son relativamente grandes; presenta 16 pares de sedas marginales aparentes; sedas marginal anterior, marginal posterior, cefálica, primera abdominal, octava abdominal y caudal presentes; tubérculos cefálicos poco desarrollados, semielípticos hacia la parte lateral, orificio vasiforme curvo posteriormente (Carapia, 2013).



**Figura 8.-** Primer estadio ninfal de *Bemisia tabaci*.

**Segundo instar:** Dimensiones: 0.38  $\mu\text{m}$  de largo por 0.24  $\mu\text{m}$  de ancho. Cuerpo ovoide, agudo posteriormente; sedas marginal anterior, marginal posterior, cefálica, primera abdominal, octava abdominal y caudal presentes; pliegues torácico traqueales indicados ventralmente por una cutícula punteada, orificio vasiforme triangular, abierto posteriormente, lín-gula ensanchada y puntiaguda distalmente pero no lobulada (Carapia, 2013).



**Figura 9.-** Segundo estadio ninfal de *Bemisia tabaci*.

**Tercer instar:** Dimensiones: 500-540  $\mu\text{m}$  de largo y 360  $\mu\text{m}$  de ancho. Margen irregularmente granuloso; pliegue torácico traqueal indicado por una cutícula punteada ventralmente; sedas marginal anterior, marginal posterior, cefálica, primera abdominal, octava abdominal y caudal presentes, orificio vasiforme triangular; lín-gula ensanchada y puntiaguda distalmente pero no lobulada (Carapia, 2013).



**Figura 10.-** Tercer estadio ninfal de *Bemisia tabaci*.

**Cuarto instar:** Dimensiones de 750-850  $\mu\text{m}$  de largo y 620  $\mu\text{m}$  de ancho. Pupas vivas sin palizada de cera y también las varillas de cera están ausentes, son de color amarillento, de forma semioval, agudos posteriormente; series de papilas submarginales ausentes; puede presentar sedas dorsales largas y bien desarrolladas. Margen irregularmente granulado; poros traqueales no diferenciados en el margen; pliegues torácicos traqueales distintivamente en la superficie ventral por una cutícula punteada; antenas situadas al lado de las patas protorácicas. Sedas marginal anterior, marginal posterior, cefálica, primera abdominal, octava abdominal y caudal presentes; orificio vasiforme triangular; llingula ensanchada y puntiaguda distalmente (Carapia, 2013).



**Figura 11.-** Cuarto estadio ninfal de *Bemisia tabaci*.

**Adulto:** Los adultos tienen el cuerpo y las alas cubiertas por un polvillo blanco (Morales y Cermeli., 2001). Los adultos de *B. tabaci*, miden aproximadamente 0,85 a 1,2mm; las alas como el cuerpo están cubiertos por finas escamas cerosas, que dan al insecto un aspecto harinoso (aleyron=harina). En reposo permanecen con las alas plegadas y no son voladores muy activos (Molinari, 2007).

Ojos compuestos divididos y cada ojo consiste en dos grupos de omatidias con un omatidio que forma un puente entre los dos grupos. Carapia en 2013, reportan el ojo compuesto en forma clara que la parte superior está formada por 45 omatidias y la porción inferior por 31 omatidias, arregladas en forma hexagonal, en grupos interconectados de 6 omatidias alrededor de una omatidia relativamente un poco menor y generalmente de color más claro.

Las antenas presentan siete segmentos con una sensila primaria en los segmentos 3, 5 y 7. Cono sensorial está presente en el segmento 3, 6 y 7. Las alas son membranosas y desnudas, presentando textura semejante, margen anterior de las alas anteriores recto, redondeado distalmente, con venación notablemente reducida, mantenidas ligeramente separadas, formando una especie de techo a dos aguas muy inclinadas sobre el abdomen, dejando parte del abdomen visible (Carapia, 2013).



**Figura 12.-** Adulto de *Bemisia tabaci*.

En la superficie ventral del abdomen de las hembras están presentes dos pares de placas cerosas en los segmentos tres y cuatro, en el caso de los machos se presentan cuatro pares en los segmentos tres a seis. La superficie de las placas cerosas del abdomen es semirreticulada con figuras similares a rombos ocupando cada uno aproximadamente un  $\mu\text{m}$  de la superficie; la placa supra genital es débilmente desarrollada en la hembra y en el macho esta modificado en un cuello en forma de tubo que es proyectado del ápice del abdomen y lleva los genitales del macho distalmente (Carapia, 2013).

### 3.2.9 Daños

El daño directo lo causan las ninfas y los adultos a las plantas por la succión de nutrientes, principalmente aminoácidos y azúcares, a través de su aparato bucal. Esta actividad ocasiona el amarillamiento de la planta hospedera, la cual detiene su crecimiento incluso puede llegar a morir cuando la densidad poblacional es alta (Costa, 1969).

*B. tabaci* es uno de los insectos plaga más importantes a nivel mundial, debido a que tanto ninfas como adultos causan daño directo al alimentarse, reducen el vigor de la planta (Byrne *et al.*, 1991), provocan maduración irregular de frutos de jitomate (Cohen *et al.*, 1992) y causan daño indirecto al excretar mielecilla que promueve el crecimiento de hongos tales como *Fumago spp*, conocidos como fumaginas, (Van Lenteren *et al.*, 1990).



**Figura 13.-** Daños de *Bemisia tabaci*.

*B. tabaci* es el vector transmisor de por lo menos 100 virus de tipo geminivirus carlavirus, luteovirus, nepovirus, potyvirus y closterovirus (Brown., 1994).

Durante las últimas tres décadas, la mosquita blanca, *B. tabaci*, se ha constituido como plaga primaria de cultivos hortícolas tales como chile (*Capsicum spp.*), calabacita (*Cucurbita pepo* L) y jitomate (*Lycopersicum esculentum* Mill.) (Berrones, 2015).

En algunos cultivos, tales como tomate, la presencia de un solo adulto de mosca blanca por planta es suficiente para causar el 100% de infección con geminivirus (Faria y Wraight, 2001).

Por la vasta gama de cultivos hortícolas que afecta y al daño que ocasiona de forma directa como indirecta, es causante de grandes pérdidas económicas por lo que es considerando como unas de las principales plagas del siglo XXI (Antonio *et al.*, 2001).

### **3.2.10 Hospederos**

Entre los hospedantes preferidos por *B. tabaci* se destacan: frijol (*Phaseolus vulgaris* L.), tomate (*Solanum lycopersicum* L.), pepino (*Cucumis sativus* L.), melón (*Cucumis melo* L.), soya (*Glycine max* L.), algodón (*Gossypium hirsutum* L), chile (*Capsicum annum* L.), yuca (*Manihot esculenta* Crantz), lechuga (*Lactuca sativa* L.), calabaza (*Cucúrbita máxima* Dutch), uva (*Vitis vifera* L.), sandía (*Citrulus lanatus* (Thunb.), y col (*Brassica oleracea* L.) (Morales *et al.*, 2006).

El hospedero influye en la tolerancia, principalmente debido a la resistencia natural, que es obtenida a través de las diferentes características fitoquímicas intrínsecas de cada una de las

familias de plantas hospederas, proporcionando la capacidad de destoxificar mediante el uso de enzimas, al incrementar la presencia de estas (Cerna *et al.*, 2015).

### **3.3 Alternativas de Control de la Mosca Blanca**

Actualmente se ha demostrado que *B. tabaci* es resistente a varios de los insecticidas usados para su control, lo cual tiene serias implicaciones económicas y ambientales, debido a que los agricultores usan mayores dosis de plaguicidas de síntesis, elevando los costos de producción y generando mayor contaminación al ambiente (Espinel *et al.*, 2008).

Los problemas asociados con moscas blancas han alcanzado magnitud mundial en los últimos años, por lo que los esfuerzos en investigación básica y aplicada se han enfocado al desarrollo de métodos alternativos de control (Quintero *et al.* 2001).

Es así como el control biológico basado en el conocimiento básico y aplicado sobre los tres principales grupos de enemigos naturales: parasitoides, depredadores y hongos entomopatógenos, se presenta como una de las alternativas más promisorias dentro de los programas de Manejo Integrado de Plagas (MIP) (López - Ávila 1994; López-Ávila *et al.*, 2001).

#### **3.3.1 Control cultural.**

En su mayoría, las prácticas culturales empleadas en el manejo de los insectos vectores es la destrucción de focos de infestación, eliminando plantas viejas después de la cosecha; la destrucción de plantas hospederas, al menos en los márgenes del cultivo y lotes adyacentes, así una buena nutrición para ayudar a reducir el efecto de las altas densidades (Avilés *et al.*, 2003).

El uso de plantas o cultivos secundarios asociados a uno o más cultivos primarios como barrera o trampa y las coberturas vivas para el combate de una plaga en el marco del manejo integrado de plagas (MIP) se ubican dentro del combate ejercido como prácticas culturales (Salas, 2004). Las prácticas agrícolas para el control de *B. tabaci* no han sido muy estudiadas y solamente algunas de ellas como la producción de plántulas en semilleros cubiertos con malla y coberturas al suelo han contribuido al manejo de este insecto (Hilje, 2002).

#### **3.3.2 Control biológico**

El control biológico fue concebido a inicios del siglo XIX cuando algunos naturistas de diferentes países reseñaron el importante papel de los organismos entomófagos en la

naturaleza. Con el empleo de la lucha o control biológico se intenta restablecer el perturbado equilibrio ecológico, mediante la utilización de organismos vivos o sus metabolitos, para eliminar o reducir los daños causados por organismos perjudiciales (Badii *et al.*, 2000).

Se conoce que *B. tabaci* es atacada por depredadores, como: *Chrysoperla carnea* (Stephens) (Neuroptera: Chrysopidae), *Coleomegilla maculata* (De Geer) (Coleoptera: Coccinellidae) y *Delphastus catalinae* (Horn) (Coleoptera: Coccinellidae). Los dos primeros son generalistas, mientras que las larvas y adultos del último consumen exclusivamente ninfas de Aleyrodidae (Gerling *et al.*, 2001).



**Figura 14.-** *Chrysoperla carnea* (Stephens) alimentándose de ninfas de *Bemisia tabaci*.

No obstante, los principales enemigos naturales se encuentran en los parasitoides pertenecientes a las familias Aphelinidae los cuales son; *Encarsia spp.* *Eretmocerus spp.* Y *Platygastridae; Amitus spp.* (Gerling *et al.*, 2001).

Además se han encontrado hongos entomopatógenos, del grupo de los Deutoromycetos, como: *Aschersonia aleyrodis* (Webber), *Verticillium lecanii* (Zimmermann), *Paecilomyces fumosoroseus* (Wize), *Beauveria bassiana* (Bals.) y *Metarhizium anisopliae* (Metschnikoff). Todos ellos ejerciendo un tipo de control natural (Faria y Wraight, 2001).

### 3.3.3 Control químico

La mayoría de los agricultores utilizan insecticidas de contacto de bajo costo y alta toxicidad aplicados de manera preventiva, por calendario, o cuando hay presencia de insectos en el cultivo, sin tener en cuenta que estos insecticidas, reducen las poblaciones de adultos de mosca blanca pero no afectan los huevos o estados inmaduros; esto hace que

las poblaciones de adultos se recupere en pocos días, creando las condiciones necesarias para la aparición de poblaciones de mosca blanca resistentes a insecticidas (Morales *et al.*, 2006). Hasta los años ochenta, no era considerada la *B. tabaci* como plaga primaria, misma que se podía controlar con aplicaciones oportunas de insecticidas sin causar pérdidas económicas considerables para los agricultores, sin embargo, en la actualidad son tan fuertes los daños que causa en los cultivos que es contemplada como la principal restricción el uso de insecticidas en la producción agrícola (Ortega, 2008).

Desafortunadamente el uso indiscriminado de insecticidas ha dado lugar al desarrollo de resistencia (Naveed., 2006). Principalmente en insecticidas tradicionales como los organofosforados, carbamatos y piretroides de contacto y de acción sistémica (Morales *et al.*, 2006).

Para el control de mosca blanca hay una gran variedad de productos que se utilizan para su control, alguno de estos productos son; *Beauveria bassiana*, endosulfán, ciantraniliprol, imidacloprid, metomilo, clotianidin, spinetoram y permetrina (DEAQ, 2017).

En la actualidad dentro de los insecticidas vegetales destacan el, Nim (*Azadirachta indica* A. Juss), El chicalote (*Argemone mexicana* L.), Cempasúchil (*Tagetes erecta*), El ajo (*Allium sativum* L.), El tabaco (*Nicotiana tabacum*), La cebolla (*Allium cepa* L.), La higuera (*Ricinus communis* L.) (INIFAP, 2002).

### **3.3.4 Control legal**

En México, el control legal de la mosca blanca está regulado por la Norma Mexicana NOM-081-FITO-2001, en la cual se utilizan medidas fitosanitarias que permiten la prevención, control o posible erradicación de *B. tabaci*, *Bemisia argentifoli* (Bellows y Perrings), *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood), *Trialeurodes abutilonea* (Haldeman), *Tetraleurodes ursorum* (Cockerell) y *Aleurothrixus floccosus* (Maskell) con el manejo y eliminación de focos de infestación, establecimiento o reordenamiento de fechas de siembra, cosecha y destrucción de residuos (SAGARPA, 2002).

### **3.4 Resistencia**

Para la *B. tabaci* se tiene resistencia a 56 ingredientes activos, alguno de estos productos son; acefato, acetamiprid, acetamiprid, bifenthrin, buprofezin, butocarboxim, cipermetrina, DDT, deltametrina, dimetoato, endosulfan, fipronil, imidacloprid, malathion, parathion (IRAC., 2018)

## 4.1 Arañita Roja (*Tetranychus urticae* (Koch))

### 4.1.1 Familia Tetranychidae

### 4.1.2 Generalidades

La familia Tetranychidae comprende un grupo de ácaros fitófagos constituido por 1.200 especies pertenecientes a 70 géneros (Zhang, 2003), siendo las del género *Tetranychus* las que producen las mayores pérdidas económicas. Se caracterizan por presentar una distribución cosmopolita, por su tendencia a agruparse en colonias (Takafuji & Kamibayashi, 1984; Gotoh, 1997; Gotoh *et al.*, 2007) produciendo densas telas (Saito., 1983), y por la polifagia de algunas de sus especies (Ferragut & Santoja, 1989; Zhang, 2003). Flores *et al.*, (1998) menciona que los ácaros tetraníquidos son el grupo más importante de ácaros plaga por su alto potencial reproductivo que le permite incrementar la población rápidamente, de tal manera, que en un corto tiempo puede rebasar el umbral económico si no se toman las medidas de control adecuadas.



**Figura 15.-** Arañita roja, familia Tetranychidae.

Los ácaros denominados arañas rojas no constituían como amenaza en el sector agrícola a pesar de su asociación con los cultivos agrícolas desde prácticamente el inicio de la agricultura desde hace aproximadamente 12,000 años en registros históricos (Badii *et al.*, 2000, Badii y Abreu, 2006).

## 4.2 Descripción de la Arañita roja (*Tetranychus urticae*)

### 4.2.1 Clasificación taxonómica

Según Krantz (1978), esta especie se ubica taxonómicamente de la siguiente manera:

**Phyllum**.....Arthropoda

**Subphyllum**.....Chelicerata

**Clase**.....Aracnida

**Subclase**.....Acari

**Orden**.....Acariformes

**Suborden**.....Prostigmata

**Superfamilia**....Tetranychoidae

**Familia**.....Tetranychidae

**Subfamilia**..... Tetranychinae

**Tribu**..... Tetranychini

**Genero**..... *Tetranychus*

**Especie**..... *urticae*

### 4.2.2 Generalidades

La arañita roja, *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae), es una de las principales plagas de hortalizas y otros cultivos de importancia económica (Liburd *et al.*, 2007).

Este organismo es conocido comúnmente como araña de dos manchas, se alimenta succionando el contenido de las células de plantas y los daños ocasionados incluyen telarañas, punteado fino foliar, amarillamiento, caída de las hojas e incluso la muerte de la planta (Helle y Sabelis, 1985).



**Figura 16.-** Amarillamiento causado por araña roja (*Tetranychus urticae*).

Actualmente se puede decir que los ácaros han colonizado casi todos los hábitats terrestres, marinos y dulce acuícolas (Iraola, 2001).

Representan un grave problema a nivel mundial en árboles frutales tanto en regiones templadas como tropicales y subtropicales debido a que prosperan con humedad relativa baja y altas temperaturas, además de presentar resistencia a la mayor parte de acaricidas ya que tienen la capacidad de detoxificarlos a través de enzimas (Flores *et al.*, 2011).

#### **4.2.3 Distribución a nivel mundial**

La especie *T. urticae* se encuentra ampliamente distribuida en el mundo principalmente en zonas templadas. Jeppson (1975) menciona que estos organismos son encontrados en cualquier parte del mundo donde florecen plantas cultivadas de tipo alimenticio, industrial y ornamental, con frecuencia dañando o matando a los hospederos que parasitan.

JAIMES (2013) menciona que se tiene reportado en Sudafrica a *T. urticae* atacando a cultivos de algodón, crisantemo y rosales y a *T. cinnabarinus* dañando algodón, fresa y tomate.

La especie *T. urticae* es muy conocida en árboles frutales deciduos de la región boreal de Estados Unidos de América (Tuttle y Baker, 1986).

#### **4.2.4 Distribución en México**

En México se reporta en las zonas freseras de Irapuato, Guanajuato y Zamora, Michoacán y en menor grado en Jalisco, Estado de México, Puebla y Querétaro (Teliz y Castro, 1973).

En los estados de Puebla, Morelos, Estado de México y Guanajuato ocasionan pérdidas en cacahuete, fresa y papayo (Estébanez, 1989).

Yañes (1989), menciona que en el estado de México *T. urticae* afecta la calidad de la flor del crisantemo al deformar sus pétalos.

#### 4.2.5 Importancia económica

Los ácaros de éste complejo de arañitas rojas se les reporta atacando a más de 150 especies de plantas cultivadas, por tal motivo es difícil conocer con 20 exactitud las especies de plantas dañadas únicamente por *T. urticae*. Sin embargo, se sabe que esta especie es un serio problema en frutos deciduos, árboles de sombra y arbustos especialmente de climas templados (Jeppson *et al.* 1975).

La arañita roja *Tetranychus urticae* Koch, 1836 (Acariformes: Tetranychidae) afecta a muchas especies de plantas en el mundo, incluyendo cultivos agrícolas y ornamentales. Se le ha reportado en 180 especies de plantas en invernadero y en condiciones de campo (Kim *et al.* 2004).



**Figura 17.-** Hoja de tomate atacado por *Tetranychus urticae*.

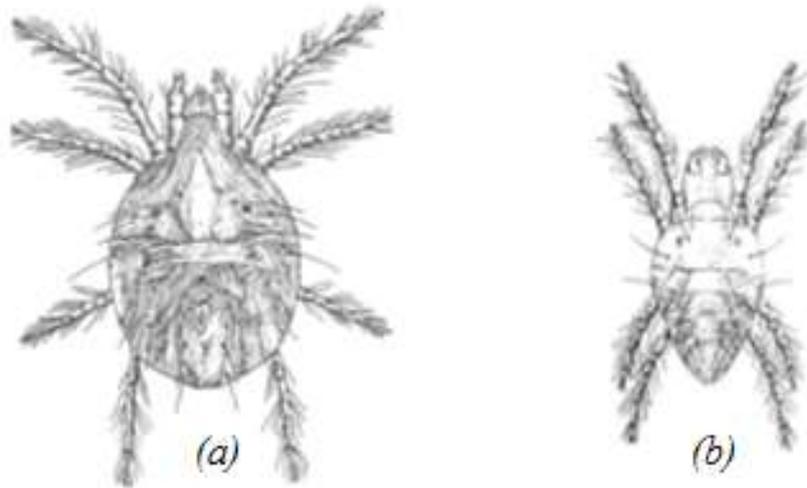
Ésta especie se encuentra afectando en el Estado de México la calidad de la flor en el crisantemo al deformar sus pétalos (Yañes., 1989).

Tuttle *et al.*, (1976), menciona que existe una distribución muy extensa de una gran diversidad de especies de ácaros en los estados de Puebla, Chiapas, Tamaulipas, y Estado de México. Manzano, pera, ciruelo, durazno, membrillo, nopal, entre otros en los estados de Morelos Puebla, Estado de México y Michoacán.

#### 4.2.6 Descripción

Miden 0.5 mm los machos son de forma aplanada con largas patas, mientras que las hembras son más esféricas. La coloración es variable: rojo anaranjado (hembra) o amarillento

(macho) dependiendo del sexo, ambos con los ojos rojos (GIRALDO & BENAVIDES., 2013).



**Figura 18.-** Aspecto externo de una hembra (a) y un macho (b) de *Tetranychus urticae*.

Presentan 2 manchas dorsales laterales oscuras en el interior del cuerpo, que se observan mejor en los individuos de color claro. En sus estados inmaduros presentan la misma forma, aunque inicialmente con 3 pares de patas en lugar de 4, y su cuerpo es de una coloración más pálida (NAPPO, 2014).

#### 4.2.7 Ciclo biológico y hábito

Los tetraníquidos al alimentarse introducen sus estiletes en los tejidos de las plantas provocando un daño mecánico, el cual consiste en la remoción del contenido celular. *T. urticae* al alimentarse del contenido celular de las plantas, ocasiona la reducción del contenido de la clorofila y daño físico al mesófilo esponjoso y de empalizada, siendo que en los tejidos afectados los estomas tienden a permanecer cerrados, lo que disminuye la tasa de respiración (Sánchez *et al.*, 1979)

Puesto que el daño causado por los ácaros a las plantas debido a sus hábitos alimenticios dependen, generalmente de las condiciones del medio ambiente, el estado fisiológico de la planta y de la naturaleza de las sustancia inyectadas (Jeppson *et al.*, 1975).

Las hembras pueden ovipositar hasta 300 huevecillos en todo su ciclo, lo que les permite tener alto potencial reproductivo. Para esto la hembra deposita huevos de color blanquecino de forma globosa, cubriéndolos con una fina telaraña para fijarlos al sustrato (Cerna *et al.*, 2009).

La hembra pone la totalidad de sus huevos en 10 días a 35°C y en 40 días a 15°C. A 20°C, con tiempo caliente y seco la araña roja puede desarrollarse muy rápido (Goodwin *et al.*, 1995).

**Huevo:** Es esférico, liso, brillante y blanquecino con el transcurso del tiempo, se torna color pardo para tomar una tonalidad café antes de que ocurra la eclosión del huevecillo, miden entre 0.12 – 0.14 mm de diámetro, su longevidad varía de 3 a 5 días (Cerna *et al.*, 2009).

El porcentaje de hembras y machos (3:1) que una población determinada ha de tener se regula automáticamente: en caso de que los machos empiecen a abundar demasiado, las hembras solo pondrán huevos fecundados de los cuales saldrán nuevas hembras, reduciendo así el porcentaje de machos (Sánchez, 1994).



**Figura 19.-** Huevos de *Tetranychus urticae*.

**Larva:** Es hexápoda de color blanco, aunque con el paso del tiempo se torna de color verde claro, amarillo-marrón o verde oscuro, según su alimentación; además se puede apreciar el color rojo de sus ojos, posee dos manchas oscuras características en el dorso del tórax y tres pares de patas amarillas mayores o iguales al tamaño de su cuerpo, mide aproximadamente 0.15 mm de longitud. Su longevidad varía de 2 a 5 días (Cerna *et al.*, 2009).



**Figura 20.-** Larva de *Tetranychus urticae*.

**Ninfa:** Posee dos estados ninfales, protoninfa y deutoninfa. En ambos son del mismo color que las larvas, aunque las manchas en los laterales del dorso aparecen más grandes y nítidas. Poseen cuatro pares de patas, la diferencia entre ambos estadios radica en el tamaño, mayor en la deutoninfa. En este estado se pueden diferenciar, según la forma de las ninfas, cuáles darán origen a hembras y cuáles son las precursoras de los machos, siendo las hembras de mayor tamaño, más voluminosas y redondeadas (Cerna *et al.*, 2009).

**Protoninfa:** La emergencia de esta se puede advertir porque la larva quiescente adopta un aspecto de momificación, la cutícula se torna brillante y de apariencia quebradiza. Al dar inicio la emergencia, la cutícula vieja se divide en dos partes. La protoninfa se desprende primero de la parte anterior de la exuvia no habiendo dificultad para deshacerse de ella, ya que como se haya adherida a la hoja retrocede y queda libre. La protoninfa presenta 8 patas y al emerger tienen una coloración amarilla clara, no se observan las dos manchas oscuras y es ligeramente ovoide; cuando desarrolla, tiene un color verde claro a amarillo oscuro y con las dos manchas oscuras grandes, la parte superior del cuerpo se redondea y al igual que las larvas pueden tejer “telaraña”. Los peritremas adquieren forma de hoz (Jeppson *et al.*, 1975; Hernández., 1978).

**Deutoninfa:** Es muy similar a la protoninfa (coloración, ausencia de manchas, cuatro pares de patas) la diferencia es únicamente el tamaño, generalmente es más oscura. En esta etapa ya se puede reconocer el sexo ya que hay dos tipos, unas presentan mayor tamaño, la parte posterior del cuerpo redondeada y originan hembras. Las que originan a los machos son más pequeñas y con la parte posterior del cuerpo gradualmente más angosta. Los dos tipos

presentan las manchas oscuras grandes y un color amarillo oscuro. Al terminar su desarrollo se inactiva y pasa a otro estado de reposo conocido como: Teliocrisalis.- de forma variada de acuerdo al sexo y con las mismas características que las otras formas de reposo (Hernández., 1978).



**Figura 21.-** Deutoninfa de *Tetranychus urticae*.

**Adulto:** En este estado existe un claro dimorfismo sexual. La hembra adulta posee una forma ovalada y un tamaño aproximado de 0.50 mm de largo y 0.30 mm de ancho. El macho presenta un tamaño bastante inferior y un cuerpo más estrecho, con el abdomen puntiagudo y las patas proporcionalmente más largas. La coloración de la hembra es diversa, pudiendo ser amarillenta, verde, rojo-anaranjada, pero siempre con dos manchas laterales oscuras sobre el dorso del tórax. En el macho la coloración es más pálida. La población de los ácaros constituye el 50 % de adulto, 25% de huevos y un 25 % de estados inmaduros (Cerna *et al.*, 2009).



**Figura 22.-** Hembra de *Tetranychus urticae*.

#### **4.2.8 Alimentación**

Se alimenta de la savia de las plantas reduciendo su vigor, calidad y rendimiento, por lo que se les considera una plaga. Puede vivir de cientos de tipos de plantas, incluyendo la mayoría de las hortalizas como pimientos, tomates, patatas, alubias, maíz, fresas, y ornamentales como las rosas (Villegas *et al.*, 2010)

#### **4.2.9 Daños**

Malais y Ravensberg (1995), reportan como uno de los principales daños la destrucción de la clorofila, con lo cual se disminuye el crecimiento de la planta. En cultivos como en tomate y cucurbitáceas se presentan pérdidas, cuando un 30% del área foliar es dañada. Introducen sustancias hacia el interior de la planta, las cuales probablemente son tóxicas, sin embargo poco se sabe de esto y se forman manchas sobre las hojas, además de que la telaraña daña la apariencia del cultivo. Esto último es especialmente un problema en cultivos ornamentales.



**Figura 23.-** Telaraña de *Tetranychus urticae*.

La mayoría de los ácaros se alimentan del envés de las hojas, cerca de la periferia ocasionan enroscamiento de los bordes, otros provocan clorosis, defoliación y daño en el fruto impidiendo que este madure (Vera, *et al.*, 1980).

En las hojas las poblaciones se sitúan en el envés. Los daños se manifiestan en el haz por la aparición de zonas enrojecidas o amarillentas en áreas lisas (hojas formadas) o abombadas (hojas en formación). Cuando las densidades son elevadas las hojas más viejas llegan a desecarse. Las partes tiernas ven reducido su crecimiento, cubriendo la planta al final de las telarañas sobre las que caminan los adultos. Estas telas sedosas tejidas por las hembras, protegen de sus potenciales enemigos a los huevecillos, larvas, ninfas y fases inmóviles (Nuez, 1995).

#### **4.2.10 Hospederos**

El ácaro de dos manchas, *T. urticae* Koch (Acari: Tetranychidae), es catalogado como la plaga principal en una gran variedad de plantas (Jeppson *et al.*, 1975). Es una plaga polífaga que se ha reportado en más de 900 especies hospederas, y es reportada como plaga importante al menos en 30 plantas cultivadas, entre las cuales se encuentran, el maíz, algodón, frijol, melón, pimienta, tomate, berenjena, y rosas (Helle y Sabelis, 1985 y Navajas *et al.*, 1998); también se le encuentra atacando calabaza y pepino (Johnson y Lyon, 1991).

Bezert (1999), mencionan que en muchas partes del mundo se ha vuelto una plaga muy importante en tomate, y se le reporta como un problema serio en el cultivo de maíz en regiones áridas y semiáridas (Owens *et al.*, 1976; Ortega, 1987); su potencial reproductivo

le permite incrementar su población hasta en cuatro veces en un periodo de tres semanas Zhag y Sanderson (1995).

#### 4.2.11 Dispersión y tipos

Hay dos tipos o formas de dispersión. Las arañas rojas son especies que con facilidad invaden nuevas ecosistemas (Badii y Landeros, 2007). Estos ácaros poseen estructuras metapoblacionales (Badii y Abreu (2006) y son sujetos de control biológico por sus enemigos naturales es decir, los ácaros Phytoseiidae (Badii *et al.*, 2000, 2001, Badii y Abreu, 2006).

**Tipo paracaídas:** el ácaro pende de un hilo de telaraña depositado en las hojas, soportando su peso sobre este hilo, y después por ayuda de una corriente de aire (muy suave) se mueve una distancia larga. Este tipo de dispersión sucede bajo condiciones de corrientes de aire suaves, por lo que una infestación pesada de tetraníquidos puede reducirse rápidamente (baja la población) debido a la acción de dispersión. Ejemplos: *E. sexmaculatus* (araña de seis puntos), *O. punicae* (araña café de aguacate), *P. citri* (ácaro rojo de cítricos) (Badii, Landeros, & Cerna, 2010).

**Movimiento de tipo masivo:** cuando la planta está fuertemente infestada el ácaro se mueve hacia arriba de las plantas y produce una masa de telaraña en el punto terminal de la planta. Situaciones de viento un poco fuertes o insectos o pájaros que vuelan y tocan estas colonias de ácaros y mueven estas masas de ácaros (Badii, Landeros, & Cerna, 2010).

### 4.3 Alternativas de Control de la Arañita roja

Para el control de *T. urticae* en la mayoría de los cultivos, se realiza casi exclusivamente el uso de agroquímicos (Takematsu *et al.*, 1994), sin embargo; el mayor problema que se enfrenta el control químico con este ácaro es su rápida habilidad para desarrollar resistencia después de unas pocas generaciones (Stumpf *et al.*, 2001; Stumpf y Nauen., 2002).

Respecto a esta situación, el control biológico de la araña roja es ampliamente utilizado a nivel mundial para disminuir la utilización de plaguicidas, sus riesgos y costos asociados (Gillespie *et al.*, 2000).

Dentro del control biológico, uno de los agentes más efectivos de *T. urticae* es la especie *P. persimilis*, (Gerson y Smiley, 1990).

#### 4.3.1 Control cultural

El control cultural consiste en la labranza del suelo. Este método ayuda a que las poblaciones de hembras invernantes del suelo se reduzcan, así mismo eliminar malezas cercanas al cultivo, ya que estas actúan como hospederos alternos para el acaro, sobre todo si son malezas emparentadas taxonómicamente con el cultivo (Angel, 2006).

Medina (2000) menciona que una forma de control es destruir las malezas alrededor del campo tras la cosecha o antes de la resiembra y que no es aconsejable la destrucción de las malezas colindantes durante la temporada de cultivo, ya que esto obliga a los ácaros a emigrar al campo, además se deben seleccionar variedades de semillas con resistencia a la araña roja.

#### 4.3.2 Control biológico

Hace unos cuarenta años, la eficacia de los agentes de control biológicos se basaba principalmente en creencias e hipótesis, y no en hechos científicos; su importancia era, por ello, relativa. Actualmente hay pocas dudas sobre el papel clave que desempeñan los enemigos naturales en el control de plagas. Irónicamente, este interés deriva del uso amplio de insecticidas que ocasionó rebrotes de especies anteriormente sometidas al control biológico natural. El control biológico no solamente ha generado en credibilidad sino que ha mejorado su metodología. (Andrews, 1989).

Doreste (1984) demostró que poblaciones de *T. urticae* en fresa podían ser reducidas significativamente con la liberación en masa de *Phytoseiulus persimilis* y *Amblyseius californicus*; ambos de la familia Phytoseiidae.



**Figura 24.-** *P. persimilis* depredando *Tetranychus urticae*.

Por otra parte Helle & Sableéis (1985), mencionan que *P. persimilis* es el depredador más usado en invernaderos para el control de *T. urticae*.

Actualmente, se usa este depredador en USA, Canadá, Rusia, Japón, Israel y otros países. *P. persimilis* se emplea comercialmente sobre el chile, tomate, pepino, berenjena y fresa, además sobre algunas plantas ornamentales, rosal, crisantemo, con algún grado de éxito en control biológico de *T. urticae* (Badii *et al.*, 2000).

#### **4.3.3 Control químico**

El control químico se ha utilizado ampliamente para el combate de esta plaga, sin embargo ésta práctica tiene, entre sus principales desventajas, la destrucción de la fauna benéfica, y el desarrollo de resistencia a los químicos utilizados, por la cual se hacen nuevos estudios ecológicos siguiendo la secuencia de las poblaciones a fin de obtener información que permita efectuar un mejor manejo (Jeppson *et al.*, 1975);

Se ha usado desde los albores de la agricultura y constantemente se ha tenido que buscar sustancias con mayor capacidad de control y menor grado de toxicidad para el hombre y medio ambiente. Los primeros acaricidas fueron la naftalina para uso en invernadero y posteriormente el azufre en la década de los 20's y además del aceite de petróleo (Velasco y Pacheco, 1968).

En la década de los 30's, se descubren los primeros acaricidas orgánicos como los dinitrofenoles, sin embargo, presentan el problema de ser fitotóxicos debido a lo que su uso es limitado. En los 40's se utilizan los insecticidas organofosforados para control de ácaros fitófagos, carbamatos aparecen en 1946 y en los 50's los organoclorados (Jeppson *et al.* 1975)

Marcic (2003) determinó como uno de los efectos de concentraciones subletales de clofentezine sobre *T. urticae* un aumento en la tasa intrínseca de crecimiento con un 12% en la producción de huevos durante los primeros cinco días de ovoposición, en comparación con las hembras no tratadas.

#### **4.3.4 Control legal**

En los primeros días del desarrollo agrícola y comercial, en todos los países las plantas y los productos vegetales importados o exportados, no contaba con un seguimiento relacionado a las plagas y enfermedades que podrían ser transportados con ellos. De hecho esta preocupación surgió hasta la segunda mitad del siglo XIX que se han realizado esfuerzos serios en cuanto a su legislación (Metcalf y Flint, 1976).

En lo que respecta a la arañita de dos manchas esta no se encuentra cuarentenada bajo ninguna norma fitosanitaria, sin embargo miembros de su misma familia como son las

especies *Eutetranychus orientalis* Klein, *Oligonychus coffeae* (Nietner), se encuentran bajo las normas NOM-007- FITO-1995 (Requisitos Fitosanitarios para la Importación de Material Propagativo) y NOM-009-FITO-1995. (Requisitos y Especificaciones Fitosanitarias para la Importación de flor cortada y follaje fresco) (SAGARPA., 2002).

Así como especies de ácaros de importancia cuarentenaria propuestos para futuras inclusiones en normas oficiales fitosanitarias como es *Panonychus ulmi* (Cerna *et al.*, 2005).

#### **4.4 Resistencia**

Para la *T. urticae* se tiene resistencia a 95 ingredientes activos, alguno de estos productos son: abamectina, acefato, amitraz, bifentrina, carbamatos, clorpirifos, DDT, deltametrina, diazinon, dimetoato, malathion, naled, parathion, permetrina, vamidothion (IRAC., 2018).

### **5.1 Psílido de la Papa (*Bactericera cockerelli* (Sulc))**

#### **5.1.1 Generalidades**

Los psílicos se han considerado como plagas secundarias hasta hace algunos años, pero recientemente en varias regiones de México, se asocia al psílido *B. cockerelli*, como responsable de la transmisión de fitoplasmas en cultivos de solanáceas (chile, papa, tomate y tomate de cáscara), y de producir daños por su efecto tóxico en sus plantas hospederas (Gómez *et al.*, 2008).

Esta especie, también es conocida con nombres comunes como: pulgón saltador, psílido de la papa, el psílido del tomate, o simplemente como salerillo. Es un insecto que actualmente pertenece al Orden Homóptera, a la superfamilia Psylloidea y a la familia Triozidae. Este insecto fue descubierto en 1909 por Cockerelli en el estado de Colorado (USA) y, como reconocimiento, Sulc (1909), propuso el nombre científico *Trioza cockerelli*, aunque más tarde se confirmó taxonómicamente como *Paratrioza cockerelli*; se le conoce también con el nombre de psílido, por su anterior clasificación dentro de la familia Psyllidae (Gómez *et al.*, 2008).



**Figura 25.-** Psílido de la papa (*Bactericera cockerelli*).

### 5.1.2 Clasificación taxonómica

Según Triplehorn y Johnson (2005) considera a *Bactericera cockerelli* dentro de la familia psyllidae, posteriormente Hudkingson (2009) la incluyen dentro de la familia Triozidae, quedando como clasificación taxonómica de la siguiente manera:

**Reino**.....Animal  
**Phyllun**.....Arthropoda  
**Clase**.....Hexapoda  
**Orden**.....Hemiptera  
**Suborden**.....Sternorrhyncha  
**Superfamilia**.....Psylloidea  
**Familia**.....Triozidae  
**Genero**.....*Bactericera*  
**Especie**.....*B. cockerelli*

### 5.1.3 Origen

De acuerdo a Richards (1927) el centro de origen de la paratrioza (*B. cockerelli*) es el Oeste de los Estados Unidos de Norte América con excepción de Washington, Oregon, y la mayor parte de Idaho.

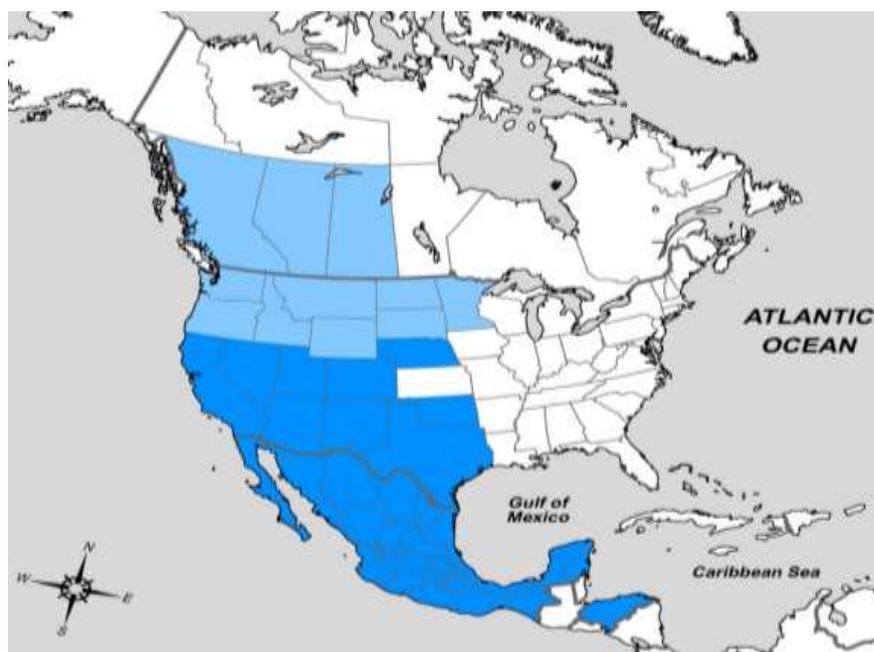
Esta especie fue descubierta en 1909 por Cockerelli en el estado de Colorado (USA) y más tarde se confirmó taxonómicamente como *Paratrioza cockerelli*. Recientemente, el género de esta especie se ha revisado y se le ha asignado el nombre de *Bactericera cockerelli* (Millar

*et al.*, 2000). Como reconocimiento, el Dr. Sulc lo denomina científicamente como *Trioza cockerelli* (Sulc, 1909).

Janes (1936) observó al Psilido de papa (*B. Cockerelli*) en Santa Ana, California el cual fue descrito como *Trioza cockerelli* por Sulc en 1909.

#### 5.1.4 Distribución a nivel mundial

Este trioziado se encuentra altamente distribuido en: Guatemala (Rivera., 2002), México, Honduras, El Salvador (Molina *et al.*, 2004, Cadena *et al.*, 2003), Canadá, Estados Unidos (Arizona, California, Colorado, Idaho, Kansas, Minnesota, Montana, Nebraska, Nevada, Nuevo México, Dakota del norte, Oklahoma, South Dakota, Texas, Utah, Wyoming) (Molina *et al.*, 2004; Pavlista., 2002; Ferguson *et al.*, 2001; Trumble, 2006; AlJabr., 1999).



**Figura 26.-** Distribución geográfica mundial de *Bactericera cockerelli*.

#### 5.1.5 Distribución en México

En México, la incidencia de esta especie ha sido señalada desde 1947, cuando Pletsch reportó antecedentes de poblaciones en los estados de Durango, Tamaulipas, Estado de México, Guanajuato y Michoacán, posteriormente se extendió a otros estados denominándolo comúnmente como pulgón saltador, encontrados también en climas cálidos como Morelos, Nayarit y Sinaloa (Garzón *et al.*, 2005).

Este insecto se encuentra también ampliamente distribuido en las principales regiones productoras de jitomate: Villa de Arista, San Luis Potosí, Yurécuaro, Michoacán, la región

de La Laguna en los estados de Durango y Coahuila, San Quintín, Baja California, y en Morelos, Puebla, Guanajuato, Nayarit, Sinaloa y Estado de México (Vega *et al.*, 2008).

### 5.1.6 Importancia económica

En el Estado de Guanajuato *B. cockerelli* mermó 60% de la producción de jitomate en los 90; En los años siguientes la superficie cultivada se redujo 85%; En San Luis Potosí, se ha comportado como plaga primaria de los cultivos de chile y jitomate (Vega, 2008).

Los psílidos (Hemiptera: Triozidae) eran considerados como plagas secundarias hasta hace algunos años, pero recientemente en varias regiones de México y Centroamérica, se ha asociado a la especie *B. cockerelli*, como responsable de la transmisión de enfermedades fitopatógenas en cultivos de solanáceas (chile, papa y tomate), y de producir daños por su efecto toxinífero en sus plantas hospedantes. El psílido de la papa, *B. cockerelli*, se ha convertido en motivo de gran preocupación debido a su impacto destructivo sobre la papa, tomate y otros cultivos de solanáceas en los Estados Unidos, México y América Central (Munyanza *et al.*, 2007b).

El psílido es asociado con la transmisión de la bacteria *Candidatus Liberibacter solanacearum*, la cual también se asocia con la enfermedad en papa Zebra chip (Hansen *et al.*, 2008).

### 5.1.7 Descripción

El pulgón saltador tiene un aparato bucal tipo picador-chupador, que está armado con un estilete, formado por dos conductos semejantes a un par de “popotes”, uno para entrada y otro para salida. En la planta, las ninfas o los adultos introducen el estilete hasta el floema; por uno de los conductos el insecto succiona la savia y por el otro inyecta su saliva a la planta. El daño causado por este insecto es por un lado de tipo toxinífero o directo y por otro lado indirecto como posible transmisor de un fitoplasma u organismo tipo bacteria (Garzón *et al.*, 2005).

### 5.1.8 Ciclo biológico

El ciclo de la paratrioza se cubre en 336 unidades calor (UC), a una temperatura mínima umbral de 7 °C. Sin embargo, si se homologa la mínima umbral (10 °C) con la de cultivos como tomate y chile se deberá considerar 280 UC. Su ciclo biológico dura de 15 a 30 días aproximadamente (Gomez *et al.*, 2008).

El ciclo de vida de los psílidos típicamente comprende huevecillo, cinco instares ninfales y adultos con reproducción sexual; la reproducción partenogénica es rara pero

ocurre en algunas poblaciones de *Cacopsylla rara* (Tuthill), *Glycaspis operta* (Moore) *Glycaspis atkinsoni* Moore y *Cacopsylla myrtilli* (Wagner) (Hodkinson, 2009).

**Huevecillos:** De forma ovoide, de color anaranjado-amarillento, corion brillante, presentan en uno de sus extremos un pequeño filamento, con el cual se adhieren a la superficie de las hojas (Marín, *et al.*, 1995), depositados por separado, principalmente en el envés de la hoja y por lo general cerca del borde de la misma (CAB., 2015).



**Figura 27.-** Huevecillos de *Bactericera cockerelli*.

Presenta cinco estadios con forma oval, aplanados dorso-ventralmente, con ojos bien definidos. Las antenas presentan sencilias placoides (estructuras 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 estructuras cilíndricas que contienen filamentos cerosos, los cuales forman un halo alrededor del cuerpo (Marín, *et al.*, 1995).

**Primer estadio:** Las ninfas presentan una coloración anaranjada. Las antenas presentan los segmentos basales cortos y gruesos y se van adelgazando hasta finalizar en un pequeño segmento con dos setas sensoras; ojos notorios tanto en vista dorsal como ventral con una tonalidad anaranjada. Tórax, con paquetes alares poco notables. La segmentación en las patas es poco visible. La división del cuerpo no está bien definida (Marín *et al.*, 1995).



**Figura 28.-** Primer estadio de *Bactericera cockerelli*.

**Segundo instar:** Se aprecian notablemente las divisiones entre la cabeza, tórax y abdomen (Pletsch., 1947), la tonalidad de los ojos es naranja rojiza y el tórax amarillento con los paquetes alares visibles (Becerra., 1989). La segmentación en las patas es notoria, en el abdomen se aprecia un par de espiráculos en cada uno de los primeros segmentos (Marín, 2004).



**Figura 29.-** Segundo estadio de *Bactericera cockerelli*.

**Tercer estadio:** En éste, la segmentación entre cabeza, tórax y abdomen es notoria. La cabeza es de color amarillo, las antenas presentan las mismas características que el estadio anterior. Los ojos presentan una coloración rojiza. El tórax, presenta un tono verde-amarillento y se observa con mucha facilidad los paquetes alares en mesotórax y metatórax. El abdomen es de color amarillo (Marín, *et. al.*, 1995).



**Figura 30.-** Tercer estadio de *Bactericera cockerelli*.

**Cuarto estadio:** La cabeza y antenas presentan las mismas características del estado anterior. El tórax es de color verde-amarillento, la segmentación de las patas está bien definida y se aprecia en la parte terminal de las tibias posteriores, los segmentos tarsales y un par de uñas; estas características se aprecian fácilmente en ninfas aclaradas y montadas. Los paquetes alares están bien definidos. La coloración del abdomen es amarilla y cada uno de los cuatro primeros segmentos abdominales presenta un par de espiráculos. La separación entre el tórax y el abdomen es notoria (Marín, *et. al.*, 1995).



**Figura 31.-** Cuarto estadio de *Bactericera cockerelli*.

**Quinto instar:** Cabeza, tórax y abdomen se distinguen claramente, antenas de tres segmentos, con dos setas sensoriales y cuatro sensilias placoides diferenciadas (Marín, 2004), la base de la antena es gruesa y la apical filiforme divididas por una hendidura muy marcada, presenta tres espuelas en la parte terminal de las tibias posteriores y abdomen adquiere una forma semicircular (Becerra, 1989). Paquetes alares anteriores con ángulos humerales proyectados hacia la parte anterior (Burckhardt y Lauterer, 1997).



**Figura 32.-** Quinto estadio de *Bactericera cockerelli*.

**Adulto:** Es muy parecido a una cigarra, de tamaño pequeño; mide de 2 a 6 mm de tiene tarsos de dos segmentos y antenas usualmente de diez segmentos (Lorus y Margery, 1980). Su color cambia gradualmente de amarillo claro a verde pálido recién emergido, a café o verde, dos a tres días después, hasta alcanzar un color gris o negro a los cinco días de edad (Garza y Rivas, 2003).

Las hembras y los machos se pueden diferenciar por el ápice del abdomen; en la hembra el ovipositor es corto y bien redondeado y más grande que el del macho; Los genitales del macho tienen una apariencia más obtusa; El abdomen en las hembras presentan cinco segmentos visibles más el segmento genital; éste es de forma cónica en vista lateral; en la parte media dorsal se presenta una mancha en forma de “Y” con los brazos hacia 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 estructuras en forma de pinza que caracteriza a este sexo (Pletsch, 1947).



**Figura 33.-** Adulto de *Bactericera cockerelli*.

### 5.1.9 Daños y tipos

Entre los años 20 y 30's, se le conoció con el nombre común del psílido de la papa o del tomate, ya que este insecto produce una toxina que originaba amarillamientos en ambos cultivos, y fue lo que convirtió a esta especie como una plaga de importancia económica (Gómez *et al.*, 2008).

Existen dos tipos de daños: el toxinífero o directo y el indirecto como transmisor de fitoplasma. La toxina en la saliva de *B. cockerelli* es una sustancia que daña a células que producen clorofila en las hojas de las plantas y que dan el color verde a éstas, lo que hace que las plantas se vean amarillentas y raquílicas (Gómez *et al.*, 2008).

La Paratrioza o pulgón saltador (*Bactericera cockerelli* Sulc.) es una plaga que se alimenta de la savia de las plantas hospederas y puede ocasionar dos tipos de daños:

**Daño directo:** Es provocado por la inyección de una toxina, la cual es transmitida únicamente por las ninfas; Ésta ocasiona amarillamiento y debilita las plantas, debido a lo cual se afecta el rendimiento y la calidad de frutos y tubérculos (Mayela, 2010).



**Figura 34.-** Amarillamiento de tomate por *Bactericera cockerelli*.

**Daño indirecto:** Se considera más importante que el directo, ya que es ocasionado por “*Candidatus Liberibacter solanacearum*” un organismo tipo bacteria no cultivable transmitido por las ninfas como por adultos (Garzón, 2011).



**Figura 35.-** *Candidatus Liberibacter solanacearum* causado por *Bactericera cockerelli*.

Para el control de la Paratrioza no basta con la sola aplicación de insecticidas, es necesario seguir toda una estrategia de manejo integrado (Mayela, 2010).

México es el único país en donde se ha reportado a *B. cockerelli* (pulgón saltador) como vector de un fitoplasma; ya que en el resto del mundo solo se le conoce por su efecto toxinífero en papa y tomate (Garzón, 2002).

Por otro lado, el fitoplasma es un organismo infeccioso, submicroscópico, procarionte endocelular, y está incluido dentro de la Clase Mollicutes, carece de pared celular, es un

parásito obligado y está limitado al nivel del floema y no es posible cultivarlos in vitro (Lee y Davis, 1986), es resistente a antibióticos a base de penicilina que actúa a nivel de pared celular, pero relativamente sensible a tetraciclinas (Ishii *et al.*, 1967).

#### **5.1.10 Hospederos**

El psílido de la papa tiene un amplio rango de hospedantes cultivados y silvestres. Este insecto ataca a las solanáceas, principalmente chile (*Capsicum* spp), papa (*Solanum tuberosum*), jitomate (*Lycopersicon esculentum*) y tomate de cáscara (*Pysallis* spp) son de los más preferidos por las hembras para depositar sus huevecillos y desarrollar sus poblaciones (Gómez *et al.*, 2008).

Se considera que el ciclo biológico de este insecto no varía en los cultivos de papa y tomate, sin embargo, el estado ninfal es más prolongado en aquellas especies de plantas que no pertenecen a la familia antes señalada: tal es el caso de algunas especies de maleza que son hospederas. Aunque el psílido del tomate se encuentra principalmente en la familia Solanaceae, también ataca a otras especies de otras familias botánicas (Pletsch, 1947; y Wallis, 1955).

Por otro lado, se han consignado a las siguientes especies de plantas como hospederas alternantes de los fitoplasmas que infectan al cultivo: *Datura stramonium*, *D. metal*, *Cyphomandra betacea*, *Nicotiana tabacum*, *Medicago sativa*, *Melilotus alba* y *Trifolium repens*.

### **5.2 Alternativas de Control del Psílido de la papa**

Las estrategias de manejo dirigidas contra el psílido *B. Cockerelli* son los únicos medios efectivos para manejar los problemas fitosanitarios que se generan en los cultivos de solanáceas, sin embargo, las fuertes pérdidas económicas que ha causado la plaga, ocasionan que en la mayoría de los casos el control esté basado en su totalidad en el control químico haciendo un lado la posibilidad de complementar con estrategias de control biológico donde se ha demostrado que son una buena opción de control complementaria (Gómez *et al.*, 2008).

#### **5.2.1 Control cultural**

Las plantaciones tempranas de papa son más susceptibles al ataque de *B. cockerelli* que las tardías. (Wallis, 1951).

Se recomienda la destrucción de focos de infestación, estos pueden ser cultivos abandonados por enfermedades o por efectos dañinos del clima; también se deben destruir residuos de cultivos inmediatamente después de la cosecha, y destruir hospederos de la plaga o de la enfermedad en márgenes del cultivo y lotes adyacentes. Estas prácticas se recomiendan en general para el manejo de insectos vectores. (Bujanos *et al.*, 2005).

Los acolchados con plástico de colores aluminio y blanco han demostrado disminuir las densidades de poblaciones de *B. cockerelli* en áreas cultivadas con tomate (Demirel y Cranshaw, 2006).

El suelo y la fertilización pueden ayudar a disminuir los daños ocasionados por este insecto; se considera que si una planta se encuentra sana, es difícil que sea atacada severamente por las plagas (Avilés *et al.*, 2000).

### **5.2.2 Control genético**

Existen diferentes tipos de resistencia vegetal de tomates a varias a varias especies de insectos plagas (Kennedy., 2003). Las principales formas de resistencia al psilido 24 son en forma de antibiosis y antixenosis, especialmente los tomates que contienen el gen Mi-1.2 (Castell *et al.*, 2006).

El incremento en pubescencia de las hojas las hace menos favorables para los psilidos (Cranshaw, 2007). No obstante, en algunos casos, cierto tipo de tricomas, el tamaño, la densidad, o el contenido de compuestos químicos de estos, puede tener efectos adversos sobre la acción de determinadas especies de enemigos naturales (Kennedy, 2003). Además, hay interacciones entre cultivares de tomates con insecticidas, y estas interacciones pueden hacer más complejo el control de plagas (Liu y Trumble, 2004).

### **5.2.3 Control biológico**

#### **Enemigos naturales (depredadores):**

Existen documentados varios enemigos naturales de *B. cockerelli*, entre ellos: *Tetrastichus triozae*, *Metaphycus psillidus*, *Antochoris melanocerus*, *Daraeocoris brevis*, *Orius tristicolor*, *Chrysoperla carnea*, *Ch. rufilabrir*, *Hippodamia convengens*, *H. americana*, *H. lecontei*, *H. quinquesignata* y *Geocoris decoratus*. No existen observaciones en campo sobre depredadores del psílido de la papa. Los trabajos se han efectuado en laboratorio. De ellos, las catarinas, la chinche ojona y las crisopas, son los depredadores que tienen más posibilidades de ofrecer un buen control en campo (Avilés *et al.*, 2000).

### Parasitoides

Los únicos parasitoides conocidos de *B. cockerelli* son *Methaphycus psyllidus* (Encyritidae) y *Tamarixia triozae* (Eulophidae), ambos son parasitoides primarios de ninfas (Jesen, 1957). Los principales depredadores que se han utilizado son el león de los áfidos *Chrysoperla spp.* La chinche ojona *Geocoris spp.* y la catarinita roja *Hippodamia convergens*. El principal parasitoides de ninfas del pulgón saltador es la avispa *Tamarixia triozae*, la cual se ha registrado su presencia con buenos niveles de parasitismo con poblaciones nativas del parasitoides en las diferentes regiones productoras de solanáceas, lo cual lo constituyen como un fuerte elemento del control biológico natural de esta especie (Gómez *et al.*, 2008).

### Hongos entomopatógenos

Los principales hongos entomopatógenos reportados para el control de *B. cockerelli* son: *Beauveria bassiana*, *Metarrhizium Anisopliae* y *Paecilomyces fumosoroseus* (Bujanos *et al.*, 2005).

### Extractos vegetales

Buenos efectos de productos botánicos hechos a base de *Chenopodium ambrosioides*, *Azaridactina sp.* y *Argemone sp.* (Gómez *et al.*, 2008).

**Cuadro 1-** Organismos de control biológico de *Bactericera cockerelli*.

Depredadores	Parasitoides	Entomopatógenos	Biorracionales
<i>Crysopa spp.</i>	<i>Tamarixia triozae</i>	<i>Beauveria bassiana</i>	Reguladores de crecimiento
<i>Hippodamia convergens</i>	<i>Methaphycus psyllidus</i>	<i>Metarrhizium anisopliae</i>	Productos botánicos
<i>Nabis ferus</i> (L.)		<i>Verticillium lecanii</i>	Aceites
<i>Geocorisdecoratus</i> Uhler		<i>Paecilomyces fumosoroseus</i>	Jabones agrícolas
<i>Orius spp.</i>			

#### 5.2.4 Control legal

La Norma Mexicana (NOM-081-FITO-2001) precisa el manejo y la eliminación de focos de infestación de plagas, mediante el establecimiento o reordenamiento de fechas de siembra, cosecha y destrucción de residuos debido a que se considera que los daños de esta plaga repercuten en forma directa sobre los rendimientos obtenidos por unidad de superficie y en la calidad fitosanitaria y comercial, causando pérdidas socioeconómicas (SAGARPA, 2011).

### **Manejo y eliminación de los focos de infestación**

La eliminación de residuos, inmediatamente después de la última cosecha, es una de las prácticas que se ha considerado como una de las más importantes para reducir la emigración de adultos de *B. cockerelli* a nuevas plantaciones de tomate o chile, o a la nueva siembra del cultivo de papa. Cuando no se realiza esta práctica con oportunidad, la soca del cultivo remanente constituye una fuente importante de abastecimiento de adultos de *B. cockerelli* a cultivos recientemente trasplantados y/o sembrados (SAGARPA, 2001).

### **Establecer fechas de siembra**

Definir las fechas de siembra y cosecha con base a la dinámica del vector, para evitar que el desarrollo del cultivo coincida con ciclos de altamigración del psílido y/o condiciones climáticas favorables al vector (SAGARPA, 2001).

### **Rotación de cultivos**

Otra de las prácticas que tiene su efecto relativo para disminuir las poblaciones del psílido de la papa y tomate y la incidencia de la bacteria no cultivable, es la rotación de cultivos con plantas no hospederas, sobre todo en el cultivo de relevo. La secuencia de cultivos, solanáceas después de solanáceas en el mismo lote, provee un medio adecuado para el incremento de las poblaciones de la plaga y la incidencia de la enfermedad que transmiten (SAGARPA, 2001).

### **Uso de semilla certificada y plántula limpia del insecto-plaga y la enfermedad**

El uso de plántulas de tomate y chile limpias de formas inmaduras (huevecillos y ninfas) y formas adultas de *B. cockerelli* y sin la enfermedad de la bacteria no cultivable que transmiten, es particularmente importante para evitar la introducción y el establecimiento de este insecto-plaga y el establecimiento de la infección primaria de la bacteria, en forma temprana en los cultivos de solanáceas (SAGARPA, 2001).

#### **5.2.5 Control químico**

Dentro de los plaguicidas bioracionales se han evaluado reguladores del crecimiento de insectos como es Pyriproxifen y Flufenoxurón, con buenos resultados sobre los estados inmaduros de la plaga (Gómez *et al.*, 2008).

La principal dificultad para aplicar insecticidas contra *B. cockerelli* es que las ninfas se encuentran con mayor frecuencia por el envés de la hojas y su movilidad es casi nula (Pavlista, 2002), los tratamientos foliares son más efectivos cuando las partes inferiores de las hojas se exponen al tratamiento (Pavlista, 2002; Cranshaw, 2007).

Algunas aplicaciones de azufre en polvo pueden proveer control (Cranshaw, 2007) así como también sales potásicas de ácidos grasos (jabones insecticidas al 2%) las cuales pueden ser útiles contra las ninfas, aunque el control es más errático. (Bujanos *et al.*, 2005; Cranshaw, 2007). También se han mencionado a otros productos a base de Azadiriractina (Bujanos *et al.*, 2005).

Se debe tener en cuenta que los carbamatos de amplio espectro pueden incrementar la densidad de psildos. (Cranshaw, 1985) y que otros insecticidas como fenvalerato, esfenvalerato, endosulfan, mathamidofos y forato han demostrado reducir las densidades de agentes de control biológico, lo cual provoca brotes de plagas secundarias como *Liriomyza* spp. y ácaros (Cranshaw y Liewehr, 1990; Trumble, 1990, 1998).

En campo Avilés *et al.* (2003) reporta que abamectina, spinosad, imidacloprid y thiamethoxam son efectivos. Espinosad es muy persistente durando hasta 29 días, de igual forma azadiractina (Luna, 2010), aplicándose cuando existan alrededor de 30 ninfas por planta (Liu y Trumble, 2005); siendo una de las dificultades en las aplicaciones por la disposición de las ninfas en el envés de las hojas (Pavlista, 2002).

### **5.3 Resistencia**

Para *B. cockerelli* se tiene resistencia a 9 ingredientes activos, alguno de estos productos son; imidacloprid, thiametoxan, bifentrina, abamectina, amitraz, spirotetramat, deltametrina, dimetoato y acetamiprind (IRAC, 2018)

## **6.1 Mecanismos de Resistencia a Insecticidas**

El conocimiento de cómo actúa un insecticida es útil para comprender mecanismos de resistencia, aunque estos no siempre son relacionados. Los insecticidas pueden ser clasificados en varios grupos de acuerdo a su modo de acción y este puede ser relacionado a mecanismos de resistencia (Miller, 1988).

**Cuadro 2.** Mecanismos de resistencia a insecticidas.

Insecticidas	Modo de acción	Mecanismo de resistencia
Organofosforados Carbonatos	Inhibición directa del neurotransmisor, acetilcolinesterasa	Aumentada detoxificación y/o acetilcolinesterasa insensible
Ciclodienos, ... $\gamma$ -HCH	Excesiva liberación de acetilcolinesterasa	Insensitivo GABA receptor de proteína
Piretroides, DDT y analogos	Interrupción de la transmisión axonal por acción del canal de sodio	Insensitivo canal de sodio y/o aumentada detoxificación
Fosfine, cyanide, rotenones	Inhibición de respiración por acción en componentes mitocondriales de la cadena respiratoria	Cambios proteina (S) respiratorias, detoxificación metabólica, reducida (fosfina)
Bacilos thuringiensis (BT) $\gamma$ -endotoxina	Alteación del flujo iónico en las células epiteliales	Receptores alterados y/o disminución en número de receptores

La resistencia puede en muchos casos, ser atribuida a un simple gen/proteína, pero hay ejemplos donde dos o más mecanismos de resistencia operan simultáneamente (Miller, 1988).

### 6.1.1 Resistencia y tipos de resistencia

Se define como el desarrollo de la capacidad de tolerar dosis de tóxicos que serían letales para la mayoría de los individuos de una población de la misma especie (FAO, 1957).

Resultado de la selección intensiva, por lo que el insecto adquiere la aptitud de sobrevivir en un ambiente contaminado (Metcalf, 1989), dicha habilidad es hereditaria en un conjunto de individuos y los capacita fisiológica y etológicamente para bloquear la acción tóxica de un insecticida (Lagunes y Villanueva, 1994).

El desarrollo de la resistencia es subsiguiente a aplicaciones intensivas y repetidas, por lo que es preciso utilizar dosis cada vez mayores que normalmente eran eficaces, las poblaciones resistentes se distinguen por el efecto de tolerancia, en tanto las susceptibles siguen sucumbiendo al insecticida en sus dosis normales (Barbera, 1989)

Vargas (1996), señala que todas las estrategias de control de plagas utilizadas por el hombre, tales como el control químico a través de clorados, fosforados, piretroides, carbamatos.

Georghiou (1991) reporta cifras mayores de especies de artrópodos resistentes a uno más plaguicidas, cuya relación ha cambiado sustancialmente en comparación con años. La mayoría de las especies resistentes 17 son dípteros, seguido de lepidópteros, coleópteros, ácaros, homópteros y heterópteros. En principio, el desarrollo de resistencia en una población de insectos se basa en la variabilidad natural que presentan los individuos de esa población a los efectos de un producto. Normalmente unos pocos individuos son capaces de tolerar las dosis que producen la muerte de la gran mayoría de la población. Si se ejerce una presión de selección por medio de sucesivas aplicaciones los individuos susceptibles son eliminados y la población se torna resistente (Bielza.,1995).

Si el DDT no mata moscas ni cucarachas en la actualidad se debe a dos fenómenos diferentes: Las moscas han adquirido resistencia en tanto que las cucarachas presentan tolerancia, pues nunca fueron susceptibles al producto (Georghiou y Taylor, 1986).

Georghiou (1965) clasificó la resistencia en tres tipos: por comportamiento; morfológica y fisiológica.

### **Resistencia por comportamiento**

Monge (1986), menciona que la resistencia por comportamiento se da cuando los insectos resistentes pueden detectar o reconocer el peligro y eludir el contacto con el insecticida, bien evitando comer o escapando del área donde se ha aplicado el insecticida.

Se refiere a los patrones de comportamiento que contribuyen a la resistencia, estos pueden ser hábitos tales como la preferencia a descansar en áreas no tratadas con insecticidas en lugar de áreas tratadas, o bien la detección del insecticida y la tendencia a evitarlo antes de ponerse en contacto con él (Carrillo, 1984).

### **Resistencia morfológica**

Debido a las características morfológicas de los insectos, éstos no son afectados por los insecticidas principalmente por impermeabilidad en la cutícula (Monge., 1986). Donde la composición del exoesqueleto llega a ser modificada inhibiendo la penetración del

insecticida. También se le conoce como mecanismo físico y contempla muchos casos de penetración reducida que causan resistencia en los insectos (Sawicki y Farnham, 1968). La velocidad de penetración depende de las características moleculares del insecticida y de las propiedades del tegumento del insecto, las cuales varían considerablemente entre los estadios de vida y de una especie a otra. Una penetración demorada provee un mayor tiempo para la detoxificación de una dosis tomada (Brattsten *et al.*, 1986). Los aumentos en las excreciones del insecticida también pueden reducir el efecto tóxico, un número de insectos dañinos a la agricultura es capaz de alimentarse de comidas tóxicas, naturales o tratadas, debido al aumento de los movimientos intestinales (Sawicki y Farnham, 1968).

### **Resistencia fisiológica o bioquímica**

Es el tipo de resistencia más importante; los insectos adquieren resistencia de dos formas. Por adición de un mecanismo de protección. Por insensibilidad en el sitio de acción. La más frecuente que puede ser debido a mecanismos de protección tales mayor almacenamiento en tejidos inertes. También se pueden presentar alteraciones en el sitio de acción (Brattsten *et al.*, 1986).

Con fines de manejo, los tipos de resistencia se agrupan en mecanismos de resistencia metabólicos y no metabólicos. Son mecanismos metabólicos cuando involucran cambios enzimáticos, y no metabólicos cuando se refiere a cambios en sensibilidad del sitio activo, en la tasa de penetración, almacenamiento o excreción, así como en el comportamiento o la forma de los insectos (Sawicki y Farnham 1968).

## **6.2 Bioensayos y tipos**

Conocidos también como pruebas de susceptibilidad, son técnicas de laboratorio basado en la dosis-mortalidad (Lagunes y Villanueva, 1994), donde se pretende por medio de un proceso experimental conocer la efectividad biológica del pesticida, determinando la magnitud del estímulo mediante la respuesta del insecto (Hubert, 1980), generalmente involucran comparaciones de la  $DL_{50}$ ,  $DL_{90}$  o de la concentración letal (Twine y Reynolds, 1980). Los organismos deben estar en buenas condiciones de salud, previamente aclimatados a las condiciones del ensayo, y se mantienen en condiciones ambientales constantes. (Baudo., 1987)

## Criterios para un buen Bioensayo

- Que la dosis sea precisa (cantidad aplicada).
- Seguridad en la determinación de la respuesta (vivos o muertos)
- Que el medio donde se realiza el bioensayo tenga condiciones estables durante el desarrollo del estudio.
- Que el método permita diferenciar al cambiar la dosis.
- Que el método sea reproducible.
- Uso de la fórmula de Abbott (1925) para corregir la mortalidad natural en caso de muerte en el testigo.

$$MC = [(X - Y) / (100 - Y)] (100)$$

Dónde: MC = Mortalidad corregida (%)

X = Mortalidad en el tratamiento (%)

Y = Mortalidad en el testigo (%)

En general cuando se obtiene más del 15% de mortalidad en el testigo, los resultados deben desecharse o repetirse.

En las técnicas de los bioensayos las mortalidades se determinan en uno o varios individuos que fueron sometidos al insecticida después de un determinado periodo de exposición. Los bioensayos más utilizados para este propósito son:

### **Técnicas de aplicación tópica**

Consisten en la aplicación de un determinado volumen de la sustancia que contiene el tóxico, vía dorsal del insecto, entre el 2° y 3° segmento torácicos, como métodos comúnmente usados para obtener la DL50 y la DL 90, con más exactitud que otros métodos (Hosking y Gordon, 1956).

### **Métodos de película residual para venenos de contacto**

a) Papel filtro se impregna un volumen y concentración de una determinada concentración de ingrediente activo con discos de papel son introducidos internamente en frascos de plástico o vidrio en los cuales son expuestos los insectos de prueba, para que al posarse

en las paredes se pongan en contacto con el plaguicida, este método ha sido adaptado por la OMS (Busvine, 1971).

b) Usando vidrio como superficie para la película residual, el insecticida se disuelve en un disolvente volátil, se aplica un volumen determinado a la superficie interna del frasco y se deja que el solvente se volatilice para luego introducir los insectos y determinar la mortalidad a diferentes intervalos de tiempo (Busvine, 1971).

### **Venenos estomacales usados como residuo en hojas o follaje para insectos masticadores**

Busvine (1971) describe el método, el cual está basado en el uso de hojas tratadas con el insecticida, por diferencia de pesos de las hojas tratadas antes o después de la aplicación del insecticida, considerando también la parte del tejido ingerida por el insecto es como se determina la dosis real que originan los niveles de mortalidad que se checan. El tratamiento de las hojas puede hacerse por aspersión, inmersión o espolvoreo.

### **6.3 Mezcla Insecticida-Sinergista**

En la mezcla de insecticida-sinergismo el sinergismo extiende la probabilidad de efectos interactivos entre los componentes de la mezcla, uno de ellos aumentando la toxicidad del otro, esto es conocido como sinergismo y se da cuando alguno de los componentes de la mezcla no tenga acción toxico del componente insecticida (Barbera 1976).

Los sinergistas o activadores son los términos empleados en la industria de los plaguicidas y referente a la acción conjunta de dos sustancias que dan por resultado un efecto toxico superior a la suma de los efectos tóxicos de cada uno cuando se aplica por separado (Barbera., 1976).

#### **Ventajas del uso de Sinergistas**

- Uso de menor cantidad de insecticida
- Control de razas resistentes a insecticidas
- Para determinar causas fisiológicas de resistencia

Uso de menor cantidad de insecticida: existe un grupo de compuestos conocidos como sinergistas, entre ellos el butoxido de piperonilo, el DEF (tributilfosforotioato), y el DMC (1,1 – di – fenil, etano- 1- 01) los cuales combinados con algunos insecticidas aumentan la toxicidad de estos. Dichos sinergistas actúan al bloquear la acción de la enzima que degradan a los insecticidas logrando utilizar menos dosis para matar altos niveles de insectos (Wikinson., 1983).

### **Modo de Acción de los Sinergistas**

Lagunas y Villanueva (1994) mencionaron que los sinergistas se dividen en dos tipos, aunque actúan en ambos casos de la misma manera

1. Con la estructura similar a los tóxicos, pero sin serlo, compiten por los sitios de desintoxicación en el organismo.

Los inhibidores de enzima oxidativa (FOM) en el organismo son preferidos por estas oxidasas, dejando libre a los insecticidas para que actúen, disminuyendo así la concentración de oxidasas activas contra los insecticidas.

Este tipo de sinergistas no pueden ser aplicados en el campo porque son fácilmente descompuestos por la luz solar.

2. Con estructura diferente a los tóxicos, la que a su vez se inhiben alguna enzima dejando actuar libremente a los tóxicos para que produzcan los efectos deseados en los insectos plaga.

## **7.1 Insecticidas utilizados**

### **7.1.1 Abamectina**

Es una acaricida e insecticida natural producido por *streptomyces avermitilis*, un hongo de suelo; controla durante los estados móviles de los ácaros y estados larvales de los minadores de la hoja y gusanos alfiler; pertenece al grupo químico glicosido-lactonas macrocíclicas; ingrediente activo: mezcla de avermectinas B<sub>1</sub>, conteniendo más del 80% de avermectina B<sub>1a</sub>, y menos del 20% de avermectina B<sub>1b</sub>, es un polvo cristalino, de color blanco amarillento, es insoluble en agua, su fórmula empírica es: avermectina B<sub>1a</sub>, C<sub>48</sub> H<sub>72</sub> O<sub>14</sub>, avermectina B<sub>1b</sub>, C<sub>47</sub> H<sub>70</sub> O<sub>14</sub> (Lorenzo, 2005).

Tipo toxicológico: III (Producto Poco Peligroso)

Persistencia: Poco persistente (hasta 8 semanas)

**Modo de acción:** Actúa estimulando la liberación pre-sináptica del inhibidor neurotransmisor ácido  $\gamma$ -aminobutírico (GABA) desde las terminales nerviosas y potenciando la fijación del GABA a los receptores post-sinápticos (Lorenzo, 2005).

### 7.1.2 Deltametrina

La deltametrina es un piretroide sintético cuya actividad insecticida es muy superior a la de las piretrinas naturales, no sistémico, que actúa a dosis muy bajas por contacto e ingestión, es poco residual y tiene cierta actividad repelente. Resulta especialmente activo frente a larvas de Lepidópteros, ejerce un buen control frente a Homópteros y Coleópteros. Afecta el sistema nervioso central mediante la inhibición de la enzima Acetilcolinesterasa, produciendo la acumulación de Acetilcolina, dando como resultado una sobre estimulación de los músculos seguido de la muerte del insecto (FAO, 2012).

Tipo toxicológico: III (Producto Poco Peligroso)

Persistencia: Ligeramente persistente (2 semanas).

**Modo de acción.** Afecta al sistema nervioso, despolarizando la membrana de la neurona con el consiguiente bloqueo de la transmisión de los impulsos nerviosos (Liñan, 1997).

### 7.1.3 Imidacloprid

Insecticida sistémico residual con actividad por contacto e ingestión, es absorbido por la vía radical y foliar; se utiliza también en tratamientos de semilla; pertenece al grupo de los neonicotinoides; ingrediente activo: imidacloprid 1-(6-cloro-3-piridin-3-ilmetil)-Nnitroimidazolidin-2-ilidenamina; es un sólido cristalino, de color incoloro amarillento; su fórmula empírica es:  $C_9 H_{10} Cl N_5 O_2$  (Lorenzo, 2005).

Tipo toxicológico: IV (Nocivo en caso de ingestión.)

Persistencia: Además de la luz solar, la actividad microbiana del sistema agua/sedimentos es un factor importante en la degradación del imidacloprid.

**Modo de acción:** Actúa como agonístico sobre el receptor de acetilcolina nicotínico (nAChR) del sistema central, primero estimulando las membranas post-sinápticas y después paralizando la conducción nerviosa (Lorenzo, 2005).

#### 7.1.4 Spirotetramat

Spirotetramat es el nuevo insecticida de Bayer CropScience, con dos vías sistémicas, útil para programas de control de insectos chupadores como mosca blanca, paratrioza, pulgones y piojo harinoso, gracias a su sistemicidad de dos vías. El ingrediente activo Spirotetramat se mueve no sólo hacia los brotes nuevos, sino también hacia la raíz de las plantas, por lo que controla aquellas plagas que por sus hábitos biológicos son difíciles de alcanzar por los insecticidas convencionales (Bayer, 2015).

Spirotetramat cuenta con tolerancias EPA en los cultivos de solanáceas (chile, tomate, papa, tomate de cáscara y berenjena), cucurbitáceas (Calabaza, calabacita, melón, pepino y sandía), crucíferas (brócoli, col, coliflor y col de Bruselas), cebolla y vid. En ornamentales (crisantemo) está exento de LMR (Bayer, 2015).

Tipo toxicológico: IV (Nocivo en caso de ingestión.)

Persistencia: No es rápidamente biodegradable.

**Modo de acción:** Ácidos tetrónicos. Ketoenoles. Inhibidor de la síntesis de lípidos en los insectos, que actúa por ingestión, afecta principalmente estados inmaduros de plagas chupadoras, como mosca blanca (*Bemisia sp.*) y paratrioza. Adicionalmente las hembras adultas de esas plagas muestran una reducción en la fecundidad y fertilidad de los huevecillos (Bayer, 2015).

### 8.1 Importancia de los extractos vegetales

Se han considerado las plantas como un campo apropiado para la búsqueda de nuevas estructuras con menor impacto ambiental y con potencial para el control de plagas agrícolas, dando origen a nuevas e interesantes líneas de investigación en los países de América Latina y en el mundo (Kumul 1983, Lagunes *et al.*, 1984, Mancebo *et al.*, 2000, Rodríguez Hernández, 1982 y 1986, Rodríguez Hernández *et al.*, 1982).

La revalorización de la planta como fuente de sustancias con propiedades insecticidas data en los últimos 35 años. Sin embargo, en los años 30 se registraron algunas investigaciones sobre el tema. Metzger y Grant (1932) evaluaron la actividad de 390 plantas como repelentes del coleóptero *Popillia japonica* sobre durazneros y manzanos.

Eger (1937) observó la respuesta, cuantificada como diferentes grados de aceptación del alimento, de larvas de nueve familias de lepidópteros al tratamiento con varias sustancias de origen vegetal.

A partir de los años 60 estos estudios tomaron mayor importancia, particularmente, después de los trabajos de Pradhan quienes descubrieron la actividad del extracto de nim (*Azadirachta indica*, Meliaceae) para el control de las langostas (Ascher, 1969).

Cuando Slama y Williams (1965) observaron que individuos de *Pyrrhocoris apterus* (Hemiptera: Pyrrhocoridae) criados sobre papel fabricado a partir del tronco de la Gimnosperma (*Abies balsamea*) experimentaban alteraciones en su desarrollo, y que se identificara la estructura química del compuesto responsable por Bowers *et al.* (1966), se reveló una nueva forma de defensa vegetal mediante imitadores de las propias hormonas de insectos.

Posteriormente, el descubrimiento de las propiedades del juvocrinem II en la albahaca, *Ocimum basilicum* (Bowers y Nishida 1980) condujo, en el decenio siguiente, a la síntesis de una segunda generación de productos hormonales comerciales como el piriproxifen y el fenoxicarb (Bowers, 1993).

El interés creado por estos descubrimientos últimamente ha ocasionado avances de nuevas técnicas como la cromatografía, la resonancia magnética nuclear y la espectroscopía de masas que permite detectar nuevas estructuras presentes en las plantas, aún en cantidades mínimas a finales del siglo XX nuevos grupos de investigación se incorporaron al estudio de estos compuestos y de su ecología química (Cremllyn, 1995).

En la actualidad, en Argentina, se han iniciado estudios de las propiedades insecticidas y nematocidas de diversos compuestos de origen vegetal, tales como los extractos de *Melia azedarach*, Meliaceae (Mareggiani *et al.*, 1998, Valladares *et al.*, 1997) de lactonas sesquiterpénicas de algunas Asteraceae (Sosa *et al.*, 1995) de flavonoides naturales (Sosa *et al.*, 1998) de extractos de *Tagetes patula*, Asteraceae (Mareggiani y Caffarini 1995, Mareggiani *et al.*, 1996) y de un grupo de lactonas esteroidales aisladas de las Solánaceas,

los salpicrólidos, cuya actividad para el control de herbívoros era hasta el momento desconocida (Mareggiani *et al.*, 2000).

Estos antecedentes, unidos al hecho de que es el conocimiento adecuado de la interrelación planta-herbívoro y de sus componentes el que permite el manejo integrado de una plaga, condujeron a realizar una revisión sobre los aspectos más relevantes de las sustancias semioquímicas de origen vegetal, y la posibilidad real o potencial de su uso como una alternativa en el control de plagas agrícolas (Andrews y Quezada 1989).

## 8.2 Higuera (*Ricinus communis*)

### 8.2.1 Generalidades

*Ricinus communis*, familia Euphorbiaceae, también conocida como planta de aceite de ricino. La planta es originaria de India y cultivada en todo el país en jardines y campos y también crece salvaje en lugares de desechos. *Ricinus communis* es un pequeño árbol de madera que crece a aproximadamente 6 metros de altura y se encuentran en Sudáfrica, India, Brasil y Rusia. (Kensa, 2011).

La higuera es una planta que puede encontrarse de manera silvestre desde el nivel del mar hasta los 2600 msnm; entre sus características principales, y una por la cual ha sido considerada como una planta de alto potencial para la producción de bioenergéticos, es que el aceite, el cual es su principal producto, no es de consumo humano, además, de tener más de 600 aplicaciones para la industria entre las que se encuentra la producción de biodiesel (Franco, 2008).



**Figura 36.-** Planta de Higuera (*Ricinus communis*).

El aceite de higuerrilla llamado también aceite de ricino o de castor se extrae de las semillas de la higuerrilla (*Ricinus Communis*). Su principal componente es el ácido ricinoleico, el cual se encuentra formando el triglicérido simple denominado trirricinoleina, cuya concentración en porcentaje por peso es cercana al 90%. Adicionalmente, en el aceite de higuerrilla se pueden encontrar pequeñas cantidades de tripalmitina, triestearina y otros triglicéridos mixtos (Benavides, Benjumea, & Pashova., 2007).

### 8.2.2 Clasificación taxonómica

Diversos autores coinciden que la higuerrilla es originaria del este de África, específicamente de la región de la antigua Abisinia, actual Etiopia y es cultivada en los climas tropicales y subtropicales alrededor del mundo (Mazzani., 2007).

La clasificación taxonómica de la higuerrilla según Cronquist (1981) es la siguiente:

**Reino**.....Plantae  
**División**.....Magnoliophyta  
**Clase**.....Magnoliopsida  
**Orden**.....Euphorbiales  
**Familia**.....Euphorbiaceae  
**Género**.....*Ricinus* L.  
**Especie**.....*Ricinus communis* L.

### 8.2.3 Distribución Mundial

Entre los principales productores de higuerrilla a nivel mundial se encuentran en primer lugar India, país en el cual se produjeron alrededor de 1;171,000 toneladas en el año 2008, seguido por China, Brasil, Mozambique y Paraguay como se muestra en el Cuadro 1 (FAOSTAT, 2010).

**Cuadro 3.-** Principales productores de higuerrilla a nivel mundial.

<b>País</b>	<b>Producción (Ton)</b>
India	1,171,000
China	190,000
Brasil	122,140
Mozambique	52,071
Paraguay	13,000

Generalmente la producción de higuerrilla está enfocada en la producción de aceite para la industria química y de cosméticos, además de mostrar un enorme potencial para la producción de bioenergéticos (tanto biodiesel como etanol). Históricamente, India ha sido el mayor productor de aceite de ricino, abasteciendo el mercado mundial. La producción en el mundo, al igual que en México, disminuyó debido a las restricciones de Estados Unidos para su uso (Martínez, 2009).

#### **8.2.4 Distribución en México**

En México, la producción de higuerrilla se encuentra enfocada principalmente a la herbolaria, siendo muy poca la producción de semilla y por lo tanto de aceite de ricino. Además, la planta de higuerrilla es considerada como una maleza por lo cual su explotación no es muy difundida en el país (FAOSTAT, 2010).

En la actualidad no existen datos precisos de la superficie sembrada de higuerrilla ni de niveles de producción de semilla o rendimiento de aceite, principalmente debido a que en nuestro país no es considerado un cultivo sino más bien una maleza (FAOSTAT, 2010).

A partir del año 2001, alrededor del mundo se dio una disminución en la producción de higuerrilla, causado por la disminución en el consumo del aceite de ricino por Estados Unidos, la cual afectó la producción en México; esto en parte debido al riesgo biológico por la toxicidad del mismo, siendo una de las medidas antiterroristas tomadas a partir de los atentados del 11 de Septiembre (Martínez, 2009).

#### **8.2.5 Características morfológicas**

Se trata de una planta heliófila, herbácea, glabra, anual o perenne dependiendo de las condiciones ambientales, erecta con una altura que oscila entre 1 a 7 m de altura (Mazzani, 2007).

**Tallo:** El tallo de la higuera es cilíndrico, hueco con nudos y entrenudos, durante las primeras etapas de desarrollo, cuando este es mayor, los entrenudos son largos y a medida que la planta madura, el largo de los entrenudos se reduce. En el área de los nudos existe acumulación de puntos de crecimiento de las hojas y ramas (Samayoa, 2007).

**Hojas:** Las hojas son alternas, grandes, pecioladas, en forma de palma, con cierto brillo en el haz, mate en el envés, provista de espículas caducas, lóbulos lanceolados y márgenes dentados (Leal y Jiménez, 2009).

En cuanto a su forma, existe una gran variedad, pueden ser hojas que forman muy pocos o muchos lóbulos cuyo tamaño también tiene una gran variabilidad (Samayoa, 2007).

**Ramas:** Las ramas de la higuera se pueden clasificar en ramas principales y secundarias; se ha encontrado una relación directa entre el número de ramas y el número de racimos. La rama principal termina donde aparece el primer racimo; después, surgen ramas secundarias que finalizan donde aparece el segundo racimo y así sucesivamente, hasta el apareamiento de la cuarta rama y su respectivo racimo (Samayoa, 2007).

**Fruto:** El fruto es una baya trilocular que contiene tres semillas en su interior, las cuales se encuentran dentro de una capsula individual. La cubierta del fruto puede ser lisa o recubierta de vellosidades (Mazzani, 2007; Samayoa, 2007). Los frutos pueden ser dehiscentes (presentan apertura espontánea de la capsula para la expulsión de la semilla una vez que esta haya madurado) semiindehiscentes o totalmente indehiscentes en los cuales la capsula no abre de manera espontánea (Samayoa, 2007).

**Raíz:** El sistema radical de la higuera es denso y voluminoso, además puede llegar a más de un metro de profundidad, lo cual le proporciona una gran resistencia a la sequía y un buen anclaje al suelo (Samayoa, 2007; Mazzani, 2007).

**Inflorescencia:** Las flores de la higuera se encuentran agrupadas en inflorescencias tipo panícula terminal, las flores masculinas se encuentran localizadas en la base del raquis, mientras que las flores femeninas se encuentran en la parte superior (Leal y Jiménez, 2009; Mazzani, 2007, Samayoa, 2007).

### **8.2.6 Principales toxinas presentes en la higuera**

Mazzani (2007) mencionó que las principales toxinas presentes en la planta de higuera son:

- Ricina

- Acido Ricinoleico
- Ricinina
- Complejo Alergenico CB-1<sup>a</sup>

**Ricina:** La ricina es una proteína potencialmente tóxica que se encuentra en las semillas de la higuera. Aunado a esto, es considerada una proteína con un alto potencial anti-cáncer, particularmente cuando se utiliza como componente de inmunotoxinas. Existen una gran cantidad de isoformas de la ricina incluyendo ricina D, ricina E y aquellas que se encuentran relacionadas de manera cercana a la lectina, *Ricinus communis* aglutinina (RCA), que en su conjunto constituyen más del 5% del total de proteína que se encuentra en las semillas de la higuera (Lord *et al.*, 1994; Pita *et al.*, 2004).

Se trata de una proteína que actúa como inhibidora del ribosoma, clasificada como RIP tipo II debido a que contiene dos cadenas polipeptídicas; la primera tiene propiedades de inhibir la síntesis de proteínas y la segunda actúa como lectina, es decir, es capaz de formar uniones con hidratos de carbono; la ricina entra por endocitosis a la célula a través de la unión de la subunidad B (RTB) con componentes de la superficie que contienen residuos de galactosa (Lord *et al.*, 1994; Pita *et al.*, 2004).

La ricina es probablemente la proteína más tóxica conocida por el hombre, se trata de una sustancia tóxica tanto para humanos como para animales e insectos. Esta proteína es soluble en agua, razón por la cual el aceite de ricino no es tóxico. El ácido ricinoleico en cambio, no es tan tóxico en comparación a la ricina; este provoca una alteración en la mucosa intestinal y por consecuencia provoca deshidratación, debido a estas características es considerado como un remedio laxante (Mazzani, 2007).

### 8.3 Chicalote (*Argemone mexicana*)

#### 8.3.1 Generalidades

*Argemone mexicana* L. (Papaveraceae), comúnmente conocida como amapola espinosa, se usa como planta medicinal en varios países. En México, las semillas se consideran un antídoto contra el veneno de serpiente. En India, el humo de las semillas se usa para aliviar el dolor de muelas. El extracto de semilla de leche fresca y amarilla contiene sustancias que disuelven las proteínas, eficaces en el tratamiento de las verrugas, el herpes labial, las infecciones cutáneas, las enfermedades de la piel, los pruritos y la hidropesía e ictericia (Chopra *et al.*, 1986).



**Figura 37.-** Planta del Chicalote (*Argemone mexicana*).

*Argemone mexicana* puede invadir cultivos, pastizales y orillas de carreteras. Se ha registrado en ajo, alfalfa, ajonjolí, algodón, avena, calabaza, cártamo, cebolla, chile, fríjol, frutales, garbanzo, girasol, hortalizas, maíz, manzana, potreros, sorgo, tomate (Villaseñor y Espinosa, 1998).

La especie se ha usado ancestralmente en México por su propiedades medicinales para tratar problemas gastrointestinales, como diurético, laxante y expectorante (Dey *et al.*, 2008).

La planta y las semillas son venenosas; si el ganado se alimenta de esta planta puede intoxicarse (Vibrans, 2009).

### 8.3.2 Clasificación taxonómica

La clasificación sistemática de la planta se realizó en el Herbario del Museo de Historia Natural de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos (UNMSM), según el Sistema de Clasificación de Cronquist (1988):

**Reino**.....Plantae

**División**.....Magnoliophyta

**Clase**..... Magnoliopsida

**Subclase**..... Magnoliidae

**Orden**.....Papaverales

**Familia**.....Papaveraceae

**Genero**.....Argemone

**Especie**.....*Argemone Mexicana* L.

### 8.3.3 Distribución Mundial

*Argemone mexicana* es nativa de México y las Antillas, pero se ha vuelto pantropical después introducción accidental o introducción como ornamental. Está naturalizado en la mayoría de los países africanos, desde Cabo Verde al este hasta Somalia y desde el sur hasta Sudáfrica (Rubio y Vázquez., 2013)

Distribución: África, África Tropical Noreste, Etiopía, Socotra Asia-Templado, Península Arábiga, Yemen del Norte, Omán, Arabia Saudita, Yemen del Sur, Europa, Europa Central, Austria, Alemania, Suiza, Europa Sudoriental, Bulgaria, Europa Suroccidental, Francia, Portugal, España Sur América, Brasil, Piauí, Norte de Sudamérica, Venezuela, Sur de Sudamérica, Paraguay, Oeste de Sudamérica, Bolivia, Colombia, Ecuador (Rubio y Vázquez., 2013)

### 8.3.4 Distribución en México

Se ha registrado en Aguascalientes, Chiapas, Chihuahua, Coahuila, Colima, Durango, Guanajuato, Guerrero, Jalisco, Estado de México, Morelos, Nuevo León, Oaxaca, Puebla, Querétaro, Quintana Roo, Sinaloa, Sonora, Tamaulipas, Tlaxcala, Veracruz, Yucatán (Villaseñor y Espinosa, 1998).

### 8.3.5 Características morfológicas

**Tallo:** El tallo es erecto, ramificado, generalmente espinoso, pálido azul-verde y exuda una savia amarilla con olor desagradable cuando se corta (Villarreal., 1983).

**Hojas:** Las hojas son sésiles, pinnatipartidas, con las divisiones dentado espinosas en los márgenes, abigarrados a lo largo de las venas principales y por debajo (Villarreal., 1983).

**Fruto:** El fruto es una cápsula, oblonga, espinosa, de 2,5 - 5 cm de largo y 2 cm de ancho, con 4-6 válvulas de apertura en la punta para su liberación (Villarreal., 1983).

**Inflorescencia:** Las flores son amarillas, grandes, solitarias, 2.5 a 4.5 cm de diámetro, subtendido por 1-2 brácteas frondosas; 3 sépalos, espinoso; pétalos 4-6, amarillo pálido, glabros (Villarreal., 1983).

### 8.3.6 Principales toxinas presentes en el chicalote

Raffauf (1970) menciona que en *Argemone spp.* se encuentran presentes los siguientes alcaloides: argemone base, argemone base-a, argemonina, argemonina bisnor-, berberina,

chelerythrina, coptisina, cryptopina, cryptopina alpha-allo-, betaallo-cryptopina, morfina, muramina, l-munitagina, protopina, sanguinarina dihydro-, platygerina, rotundina, sanguinarina.

Por su parte Gioanetto *et al.* (1999), reportaron que los componentes bioactivos de *A. mexicana* son una mezcla de 12 alcaloides, entre los cuales se encuentran; scopelina, berberina y alantolactona.

### 8.3.7 Antecedentes de actividad insecticida

Arenas (1984) cita que *A. mexicana* se ha evaluado contra *Periplaneta americana*, *Spodoptera frugiperda* y *Sitophilus oryzae* teniendo ligera toxicidad. Gioanetto *et al.* (1999), han demostrado su acción insecticida contra *Bemisia tabaci* en tomate.

Rivera (1992), menciona que evaluó 51 extractos de plantas, reportando que *A. mexicana* y *A. achoroleuca*, mostraron una alta toxicidad contra larvas de *Culex quinquefasciatus* al provocar una mortalidad de 92 y 89 % respectivamente.

## 8.4 Canela (*Cinnamomum verum*)

### 8.4.1 Generalidades

Se trata de una planta perteneciente a la familia de las Lauráceas. Su nombre técnico es *Cinnamomun verum* Nees. Conocida comúnmente en México como canela (Universidad Veracruzana, 2010).



**Figura 38.-** Árbol de la Canela (*Cinnamomum verum*).

El árbol de la canela es un pequeño árbol o arbusto perennifolio con corteza papirácea. Puede alcanzar 10 m de altura en su estado silvestre, pero se poda en árboles más pequeños y densos para facilitar su cultivo (Universidad Veracruzana, 2010).

#### 8.4.2 Clasificación taxonómica

García, 2000 menciona la clasificación de la canela es *Cinnamomum verum*  
**Reino**..... Plantae

**División**..... Magnoliophyta

**Clase**..... Magnoliopsida

**Familia**..... Lauraceae

**Género**..... Cinnamomun

**Especie**..... *Cinnamomum verum*.

#### 8.4.3 Distribución Mundial

Los arbustos *zeylanicum* y del *verum* son originarios de Sri Lanka un lugar de clima cálido, ideal para su crecimiento. En la actualidad los países productores de Canela son Indonesia, China, india, Java, Madagascar, Las Islas Seychelles e Islas Mauricio, Birmania, Malasia, Brasil, Antillas, Guayana, siendo por supuesto el mayor productor su lugar de origen (Scherry, 2000).

#### 8.4.4 Características morfológicas

Es un árbol de unos 10 m de alto, se presenta bien ramificado, de hojas opuestas, lanceoladas de 10, 20 cm de largo, obtusas o ligeramente agudas, flores sedosas, pequeñas de una coloración blanco amarillentas, las cuales se encuentran agrupadas en panículas, generalmente se presentan más largas que las hojas. Las hojas se presentan de una coloración verde oscura cuando el árbol alcanza su madurez (Scherry, 2000).

Su corteza se caracteriza por ser rugosa, gruesa, de una coloración marrón rojiza, la cual es desprendida de la planta en forma de tiras con una longitud de 50 cm de largo, para posteriormente ser desecadas, además posee el uno por ciento de aceite volátil, del que un cincuenta y cinco a setenta y cinco por ciento corresponde a aldehído cinámico, sin olvidar que la canela presenta un olor y sabor característico (Maistre, 2000).

#### **8.4.5 Principales toxinas presentes en la canela**

Su composición química se constituye de los componentes de la corteza que la canela posee, cuyas cantidades de sustancias químicas en su mayoría corresponden a aldehído cinámico, eugenol, felandreno, linalool, benzaldehído, cariofileno, ácido benzoico y cinamato de bencilo, apareciendo en menor medida taninos, cumarina, azúcares y resina, encontrando también fécula, mucílago, ácido tánico, materias minerales y flavonoides, siendo una de estas sustancias la que corresponde a brindar un efecto antifúngico (Maistre., 2000).

### **8.5 Mostaza (*Sinapis alba*)**

#### **8.5.1 Generalidades**

La mostaza amarilla se ha cultivado principalmente en Europa (Inglaterra, Francia, Alemania y Suecia) como condimento condimentado durante cientos de años. Primer documento de domesticación fue por los romanos hace más de 2,000 años. La mostaza amarilla es una especie polinizada por el viento con un fuerte sistema de autoincompatibilidad esporofítica (Brown, Davis y Esser, 2005).

Las plantas tienen amarillo brillante flores con cuatro nectarios y más ramas que la mayoría de otras especies de Brassica. La mostaza amarilla es pariente de la canola / colza (*Brassica napus* L.) y mostaza oriental (*B. juncea* L.), pero no hará polinización cruzada con estos parientes de cultivos bajo el campo condiciones. Por lo tanto, la mostaza amarilla se puede cultivar muy cerca de la canola. Aunque los productores deben asegurarse de que las semillas cosechadas no se mezclen en la cosechadora cosechadoras o contenedores de granos (Brown, Davis y Esser, 2005).



**Figura 39.-** Planta de la Mostaza (*Sinapis alba*).

### 8.5.2 Clasificación taxonómica

La clasificación taxonómica de la mostaza según Cronquist (1981) es la siguiente:

**Reino**.....Plantae

**División**.....Magnoliophyta

**Clase**.....Magnoliopsida

**Orden**.....Capparales

**Familia**.....Brassicaceae

**Género**.....*Sinapis*

**Especie**.....*alba*

### 8.5.3 Distribución Mundial

La mostaza es originaria de la cuenca mediterráneo, aunque su distribución es tal que nadie sabe a ciencia cierta dónde es. Hoy crece en toda Europa, incluso en el sur de Siberia, excepto en las regiones del noreste, en Asia Menor y el norte de África. En América del Norte y del Sur se ha naturalizado. Es en la práctica generalizada en todas las regiones templadas del planeta invasivo en algunas partes de América del Norte; en Italia crece en campos y ruderati, de 0 a 1400 m s.l.m. (Ciubota *et al.*, 2013).

#### 8.5.4 Características morfológicas

**Tallo ramificado:** cerdoso, en general toscamente cubierta de pelos (Villarreal., 1983).

**Flor:** Corola regular (actinomorfa), de color amarillo, de aproximadamente 1,5 cm (0,6 pulg.) transversalmente; cuatro pétalos, de 7-10 mm (0,28-0,4 pulg.) de largo. Cuatro sépalos, extendidos. Seis estambres, de los cuales 4 son largos y 2 cortos. Gineceo unido, un solo carpelo. La inflorescencia es un racimo que se alarga en la etapa de producción de frutos (Villarreal., 1983).

**Hojas:** Alternas, pecioladas. Limbo con pelos toscos, lóbulo irregularmente pinnado, hojuela terminal grande. Hojas más superiores del tallo claramente lobuladas (Villarreal., 1983).

**Fruto:** Vaina con muchas semillas, con pelos densos rígidos, trinervada, de 2-4 cm (0,8-1,6 pulg.) de largo, que termina en un pico plano, ligeramente curvado, sin semillas, de la misma longitud que la otra vaina. Pedúnculo de la vaina de aproximadamente 1 cm (0,2 pulg.). Semillas de color amarillo pálido (Villarreal., 1983).

## CAPITULO III

### MATERIALES Y MÉTODOS

#### 9.1 Ubicación del experimento

El presente trabajo de investigación se llevó a cabo en el Laboratorio de toxicología, ubicado en el Departamento de Parasitología de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, en Buenavista, Saltillo, Coahuila.



**Figura 40.-** Mapa de localización del Sitio Experimental.

#### 9.1.1 Material biológico

El trabajo se desarrolló con tres especies de insectos- plaga que fueron Mosquita blanca (*Bemisia tabaci* Gennadius), Psilido de la papa (*Bactericera cockerelli* Sulc) y la Arañita roja (*Tetranychus urticae* Koch), donde se colectaron del invernadero de Parasitología Agrícola de la UAAAN, para su respectivo estudio, y se trasladaron al laboratorio de Toxicología del Departamento de Parasitología para establecer colonias de cada una de las especies y los realizar el bioensayos correspondientes.

#### 9.1.2 Establecimiento de las colonias

Para el establecimiento de las colonias de mosquita blanca y bactericera, se colectaron foliolos de tomate y papa infestados, el material biológico colectado se traslado a las cámaras

de crias del departamento de parasitología, donde se colocaron en jaulas de cria una por cada especie de plaga con 10 plantas de tomate de 50 días de edad. Para araña roja se realizo el mismo procedimiento colectando foliolos de hojas de rosal y teniendo como hospedero plantas de frijol lima. Las crias de estas especies se realizo a  $26 \pm 2$  de temperatura, H.R del 60 % y 14:10 horas luz: oscuridad.

### **9.1.3 Método de bioensayo**

Se utilizó el método de inmersión de hoja para el psílido del peral (*psylla spp*) con ligeras modificaciones para *Bactericera cockerelli*, para *Tetranychus urticae* se utilizo el método de inmersión para el Ácaro rojo europeo (*Panonychus ulmi*) y por ultimo para *Bemisia tabaci* se utilizo el método de inmersión (IRAC, 2017).

### **9.1.3.4 Determencion de las CL<sub>50</sub> de extractos e insecticidas**

Para los insectos-plagas ya mencionados se determino la CL<sub>50</sub> de 4 insecticidas y 4 extractos vegetales ( Cuadro 4 ) donde los tratamientos consistieron siete concentraciones, y tres repeticiones cada uno, más un testigo sin aplicación para Mosquita blanca y *Bactericera* Se colocaron 30 ninfas de cuarto y tercer instar en hojas de tomate, asi mismo también se utilizaron adultos de *T. urticae* en hojas de frijol, en las cuales se sumergieron en vasos de precipitados que contenían cada una de las concentración a evaluar, durante 5 segundos, este proceso se repitió para cada extracto e insecticida a evaluar y sus respectivas repeticiones, las hojas tratadas se dejaron secar en papel absorbente y posteriormente se colocaban en cajas Petri con papel estroza húmedo y finalmente se realizaron las lecturas a las 24 horas para evaluar la mortalidad en cada concentración.

**Cuadro 4.-** Ventana biológica utilizada en extractos vegetales e insecticidas sintéticos para evaluar la mortalidad de las especies insecto plagas.

Extractos vegetales	Insecticidas sintéticos	ppm
Higuerilla	Abamectina	5000, 3500, 1500, 800, 200, 50,10.
Chicalote	Deltametrina	5000, 3500, 1500, 800, 200, 50,10.
Canela	Imidacloprid	5000, 3500, 1500, 800, 200, 50,10.
Mostaza	Spirotetramat	5000, 3500, 1500, 800, 200, 50,10.

#### 9.1.4 Mezclas

Después de determinar los niveles de  $CL_{50}$  de los insecticidas y extractos vegetales, se realizaron los bioensayos para determinar el efecto de las mezclas de los insecticidas con los extractos vegetales para las especies de *Bemisia tabaci*, *Bactericera cockerelli* y *Tetranychus urticae*, utilizando diferentes proporciones de los extractos vegetales tomando como referencia el  $CL_{50}$  de cada uno.

Para *Bemisia tabaci* se prepararon soluciones seriales, con base en la  $CL_{50}$  de los insecticidas y extractos vegetales, en cual los tratamientos consistieron en cuatro mezclas a evaluar con sus seis concentraciones, tres repeticiones y un testigo sin aplicación (Cuadro7). Se colocaron 30 ninfas en foliolos de tomate, en las cuales se sumergieron en vasos de precipitados que contenían cierta concentración de la mezcla a evaluar, durante 5 segundos, este proceso se repitió para cada concentración de las mezclas y sus respectivas repeticiones, las hojas tratadas se dejaron secar en papel absorbente y posteriormente se colocaban en cajas Petri con papel estraza húmedo y finalmente se realizaron las lecturas a las 24 horas para evaluar la mortalidad en cada concentración.

En *Bactericera cockerelli* (Cuadro 6) se siguió el mismo procedimiento utilizado para mosquita blanca. Para ello se colocaron 30 ninfas en hojas de tomate, en las cuales se sumergieron en vasos de precipitados que contenían cierta concentración de la mezcla a evaluar, durante 5 segundos, este proceso se repitió para cada concentración de las mezclas

a evaluar y sus respectivas repeticiones, las hojas tratadas se dejaron secar en papel absorbente y posteriormente se colocaban en cajas Petri con papel estroza húmedo y finalmente se realizaron las lecturas a las 24 horas para evaluar la mortalidad en cada concentración.

Para el caso de *Tetranychus urticae* (Cuadro 5) se siguió el mismo procedimiento utilizado para las especies anteriores, donde se colocaron 30 ninfas en hojas de frijol, en las cuales se sumergieron en vasos de precipitados que contenían cierta concentración de la mezcla a evaluar, durante 5 segundos, este proceso se repitió para cada concentración de las mezclas a evaluar y sus respectivas repeticiones, las hojas tratadas se dejaron secar en papel absorbente y posteriormente se colocaban en cajas Petri con papel estroza húmedo y finalmente se realizaron las lecturas a las 24 horas para evaluar la mortalidad en cada concentración.

Además se determinó el coeficiente de cotoxicidad, utilizando la  $CL_{50}$  de los insecticidas solos contra la  $CL_{50}$  de la mezcla de los extractos (Lagunés y Villanueva, 1994).

**Cuadro 5.-** Dosis utilizadas en la mezclas de extractos vegetales mas insecticida sintetico para evaluar la mortalidad de *Tetranychus urticae*.

<b>Extractos</b>	<b>Insecticidas</b>	<b>Dosis CL<sub>50</sub> (ppm)</b>
<b>Higuerilla</b>	<b>Deltametrina</b>	136 + 222, 68 + 111, 34 + 55, 17 + 28, 9 + 14, 4 + 7
	<b>Abamectina</b>	136 + 142, 68 + 71, 34 + 35, 17 + 18, 9 + 9, 4 + 4
	<b>Imidacloprid</b>	136 + 388, 68 + 194, 34 + 97, 17 + 49, 9 + 24, 4 + 12
	<b>Spirotetramat</b>	136 + 853, 68 + 426, 34 + 213, 17 + 106, 9 + 53, 4 + 27
<b>Chicalote</b>	<b>Deltametrina</b>	1174 + 222, 587 + 111, 294 + 55, 146 + 28, 73 + 14, 36 + 7
	<b>Abamectina</b>	1174 + 142, 587 + 71, 294 + 35, 146 + 18, 73 + 9, 36 + 4
	<b>Imidacloprid</b>	1174 + 388, 587 + 194, 294 + 97, 146 + 49, 73 + 24, 36 + 12
	<b>Spirotetramat</b>	1174 + 853, 587 + 426, 294 + 213, 146 + 106, 73 + 53, 4 + 27
<b>Canela</b>	<b>Deltametrina</b>	314 + 222, 157 + 111, 78 + 55, 39 + 28, 19 + 14, 9 + 7
	<b>Abamectina</b>	314 + 142, 157 + 71, 78 + 35, 39 + 18, 19 + 9, 9 + 4
	<b>Imidacloprid</b>	314 + 388, 157 + 194, 78 + 97, 39 + 49, 19 + 24, 9 + 12
	<b>Spirotetramat</b>	314 + 853, 157 + 426, 78 + 213, 39 + 106, 19 + 53, 9 + 27
<b>Mostaza</b>	<b>Deltametrina</b>	558 + 222, 279 + 111, 139 + 55, 69 + 28, 34 + 14, 17 + 7
	<b>Abamectina</b>	558 + 142, 279 + 71, 139 + 35, 69 + 18, 34 + 9, 17 + 4
	<b>Imidacloprid</b>	558 + 388, 279 + 194, 139 + 97, 69 + 49, 34 + 24, 17 + 12
	<b>Spirotetramat</b>	558 + 853, 279 + 426, 139 + 213, 69 + 106, 34 + 53, 17 + 27

**Cuadro 6.-** Dosis utilizadas en la mezclas de extractos vegetales mas insecticida sintetico para evaluar la mortalidad de *Bactericera cockerelli*.

Extractos	Insecticidas	Dosis CL <sub>50</sub> (ppm)
<b>Higuerilla</b>	<b>Deltametrina</b>	67 + 114, 33 + 57, 16 + 28, 8 + 14, 4 + 7, 2 + 4
	<b>Abamectina</b>	67 + 140, 33 + 70, 16 + 35, 8 + 17, 4 + 8, 2 + 4
	<b>Imidacloprid</b>	67 + 110, 33 + 55, 16 + 27, 8 + 13, 4 + 6, 2 + 3
	<b>Spirotetramat</b>	67 + 202, 33 + 101, 16 + 50, 8 + 25, 4 + 12, 2 + 6
<b>Chicalote</b>	<b>Deltametrina</b>	266 + 114, 133 + 57, 66 + 28, 33 + 14, 16 + 7, 8 + 4
	<b>Abamectina</b>	266 + 140, 133 + 70, 66 + 35, 33 + 17, 16 + 8, 8 + 4
	<b>Imidacloprid</b>	266 + 110, 133 + 55, 66 + 27, 33 + 13, 16 + 6, 8 + 3
	<b>Spirotetramat</b>	266 + 202, 133 + 101, 66 + 50, 33 + 25, 16 + 12, 8 + 6
<b>Canela</b>	<b>Deltametrina</b>	188 + 114, 94 + 57, 47 + 28, 23 + 14, 12 + 7, 6 + 4
	<b>Abamectina</b>	188 + 140, 94 + 70, 47 + 35, 23 + 17, 12 + 8, 6 + 4
	<b>Imidacloprid</b>	188 + 110, 94 + 55, 47 + 27, 23 + 13, 12 + 6, 6 + 3
	<b>Spirotetramat</b>	188 + 202, 94 + 101, 47 + 50, 23 + 25, 12 + 12, 6 + 6
<b>Mostaza</b>	<b>Deltametrina</b>	106 + 114, 53 + 57, 26 + 28, 13 + 14, 6 + 7, 3 + 4
	<b>Abamectina</b>	106 + 140, 53 + 70, 26 + 35, 13 + 17, 6 + 8, 3 + 4
	<b>Imidacloprid</b>	106 + 110, 53 + 55, 26 + 27, 13 + 13, 6 + 6, 3 + 3
	<b>Spirotetramat</b>	106 + 202, 53 + 101, 26 + 50, 13 + 25, 6 + 12, 3 + 6

**Cuadro 7.-** Dosis utilizadas en la mezclas de extractos vegetales mas insecticida sintetico para evaluar la mortalidad de *Bemisia tabaci*.

Extractos	Insecticidas	Dosis CL <sub>50</sub> (ppm)					
<b>Higuerilla</b>	<b>Deltametrina</b>	174 + 94,	87 + 47,	43 + 23,	21 + 11,	10 + 6,	5 + 3
	<b>Abamectina</b>	174 + 88,	87 + 44,	43 + 22,	21 + 11,	10 + 5,	5 + 2
	<b>Imidacloprid</b>	174 + 180,	87 + 90,	43 + 45,	21 + 22,	10 + 11,	5 + 5
	<b>Spirotetramat</b>	174+ 172,	87 + 86,	43 + 43,	21 + 21,	10 + 10,	5 + 5
<b>Chicalote</b>	<b>Deltametrina</b>	281 + 94,	140 + 47,	70 + 23,	35 + 11,	17 + 6,	8 + 3
	<b>Abamectina</b>	281 + 88,	140 + 44,	70 + 22,	35 + 11,	17 + 5,	8 + 2
	<b>Imidacloprid</b>	281 + 180,	140 + 90,	70 + 45,	35 + 22,	17 + 11,	8 + 5
	<b>Spirotetramat</b>	281+ 172,	140 + 86,	70 + 43,	35 + 21,	17 + 10,	8 + 5
<b>Canela</b>	<b>Deltametrina</b>	70 + 94,	35 + 47,	17 + 23,	8 + 11,	4 + 6,	2 + 3
	<b>Abamectina</b>	70 + 88,	35 + 44,	17 + 22,	8 + 11,	4 + 5,	2 + 2
	<b>Imidacloprid</b>	70 + 180,	35 + 90,	17 + 45,	8 + 22,	4 + 11,	2 + 5
	<b>Spirotetramat</b>	70+ 172,	35 + 86,	17 + 43,	8 + 21,	4 + 10,	2 + 5
<b>Mostaza</b>	<b>Deltametrina</b>	36 + 94,	18 + 47,	9 + 23,	4 + 11,	2 + 6,	1 + 3
	<b>Abamectina</b>	36 + 88,	18 + 44,	9 + 22,	4 + 11,	2 + 5,	1 + 2
	<b>Imidacloprid</b>	36 + 180,	18 + 90,	9 + 45,	4 + 22,	2 + 11,	1 + 5
	<b>Spirotetramat</b>	36+ 172,	18 + 86,	9 + 43,	4 + 21,	2 + 10,	1 + 5

### 9.1.5 Análisis estadístico

Con los datos obtenidos de los bioensayos se realizó una corrección de mortalidad con la fórmula propuesta Abbott (1925). Los resultados de la corrección de mortalidad se sometieron a un Análisis Probit (Finney, 1971) para obtener la curva de respuesta concentración-mortalidad, utilizando el programa SAS system for Windows ver 9.0 (SAS, 2002).

Para obtener el coeficiente de cotoxicidad de las mezclas se parte de las CL<sub>50</sub> de los extractos, la CL<sub>50</sub> de los insecticidas y la CL<sub>50</sub> de las mezclas. Para los cálculos se toma

como base el producto más tóxico que sería (A) y el menos tóxico como producto (B). Donde se calcula el índice tóxico del producto B,  $ITB = CL_{50} A / CL_{50} B * 100$ ). Posterior se calcula el índice tóxico del producto A,  $ITA = CL_{50} A / CL_{50} A * 100$ ) y la mezcla de ambos el índice tóxico de la mezcla  $ITM = CL_{50} A / CL_{50} M * 100$ ). Obteniendo los datos para determinar la toxicidad esperada de la mezcla (TEM) mediante la fórmula:  $TEM = ITA$  (Proporción de A en la mezcla) +  $ITB$  (Proporción de B en la mezcla), se obtiene el coeficiente de cototoxicidad (CCT) con la fórmula:  $CCT = ITM / TEM * 100$ .

## CAPITULO IV

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

**Determinación de la CL<sub>50</sub> de extractos vegetales e insecticidas en Arañita roja (*Tetranychus urticae* Koch)**

En el Cuadro 8 se presentan los resultados de obtenidos en las evaluación de los insecticidas contra *T. urticae*. Como se puede observar CL<sub>50</sub> fue de 141.77, 222.06, 853.23 y 388.98 ppm para los insecticidas Abamectina, Deltametrina, Imidacloprid y Spirotetramat respectivamente. En la relación a los extractos vegetales (Cuadro 9), los valores fueron de 1174, 314.87, 136.50, y 558.31 ppm, para los extractos de *Argemone Mexicana*, *Cinnamomum verum*, *Ricinus communis*, *Sinapis alba*.

**Cuadro 8.-** Comparación de concentraciones letal media de los insecticidas evaluados contra *Tetranychus urticae*.

Insecticida	g.l.	ppm					Ec. Pred.	P-valor
		CL <sub>50</sub>	LFI	LFS	CL <sub>05</sub>	CL <sub>95</sub>		
Abamectina	5	141.777	40.505	340.999	0.189	105884	$y=-1.231 + 0.572 x$	<0.0001
Deltametrina	5	222.068	149.474	317.816	1.157	42623	$y=-1.690 + 0.720 x$	<0.0001
Imidacloprid	5	853.236	181.346	3704	3.376	215592	$y=-2.006 + 0.684 x$	<0.0001
Spirotetramat	5	388.985	79.075	1452	1.973	76663	$y=-1.856 + 0.716 x$	<0.0001

g.l.: Grados de libertad, CL<sub>50</sub>: Concentración letal media, LFI y LFS: Límites fiduciales inferior y superior respectivamente, Ec. Pred. : Ecuación de predicción de la regresión.

La abamectina fue el insecticidas mas efectivo contra ninfas y adultos de *Tetranychus urticae*, posiblemente se debe a que actúa sobre los activadores de los canales de cloro (canal de glutamato de cloro y el ácido gamma-aminobutírico) (Rifo, 2013). Kavallieratos *et al.*, (2009) mencionaron que la abamectina es un acaricida efectivo, y por lo tanto, se ha utilizado para tratar granos almacenados para controlar ácaros e insectos. Luna *et al.*, (2011) reportaron para abamectina una CL<sub>50</sub> 233 ppm y una CL<sub>95</sub> de 224.6 ppm para *Tetranychus urticae* en la región productora de fresa del Valle de Zamora, Michoacan, mientras que los resultados obtenidos en este trabajo son inferiores a los reportados. En caso de la deltametrina no se a reportado su utilización contra de este acaro pero en este trabajo se reporta una CL<sub>50</sub> de 222.068 ppm, el spirotetramat es un insecticida perteneciente al nuevo

grupo de cetoenoles, el cual se destaca por su amplio espectro de acción contra insectos chupadores, como los pulgones, moscas blancas, trips, entre otros, y particularmente contra los estados juveniles (Bayer CropScience, 2008), este insecticida tiene efecto sistémico bidireccional (movilidad por el xilema y floema).

Su ingrediente activo es un inhibidor de la biosíntesis de los lípidos bloqueando la acetil coenzima a carboxilasa (Nauen *et al.*, 2008), por lo tanto no se tiene trabajos reportado de este insecticida con la plaga de *Tetranychus urticae* en el trabajo presente se tiene una CL<sub>50</sub> de 388.985 ppm y por ultimo esta el Imidacloprid que es un insecticida que pertenece al grupo de los neonicotinoides, que son agonistas nicotínicos del receptor de la acetilcolina (nAChR) (Liu *et al.*, 2005), algunos autores mencionan su efectividad contra muchas plagas chupadoras y raspadoras-chupadoras tales como áfidos, moscas blancas y trips (Marquini *et al.*, 2002; Costa *et al.*, 2011). No se tiene documentado investigación de Imidacloprid contra *Tetranychus urticae*, por lo tanto en este trabajo se obtuvo una CL<sub>50</sub> de 853.236 ppm.

**Cuadro 9.-** Comparación de concentraciones letal media de los extractos evaluados contra *Tetranychus urticae*.

Extracto	g.l.	ppm					Ec. Pred.	P-valor
		CL <sub>50</sub>	LFI	LFS	CL <sub>05</sub>	CL <sub>95</sub>		
<i>Argemone Mexicana</i>	5	1174	883.277	1465	86.352	15958	$y = -4.455 + 1.4513 x$	<0.0001
<i>Cinnamomum verum</i>	5	314.879	59.163	1158	0.328	301493	$y = -1.378 + 0.5518 x$	<0.0001
<i>Ricinus communis</i>	5	136.508	92.613	192.612	1.225	15200	$y = -1.716 + 0.8037 x$	<0.0001
<i>Sinapis alba</i>	5	558.317	191.607	1438	9.439	33023	$y = -2.549 + 0.9283 x$	<0.0001

g.l.: Grados de libertad, CL<sub>50</sub>: Concentración letal media, LFI y LFS: Límites fiduciales inferior y superior respectivamente, Ec. Pred. : Ecuación de predicción de la regresión.

En relación a los extractos vegetales, podemos mencionar que los flavonoides de *R. Communis* en hojas mostraron potencial insecticida, ovicida y actividades de disuasión de oviposición contra *Callosobruchus chinensis* (Coleoptera: Bruchidae) (Upasani *et al.*, 2003). Mandal, (2010) concluyo en su trabajo que el extracto de semilla de *R. communis*, es un excelente larvicida y así mismo inhibe la emergencia en adultos contra *Anopheles stephensi*, *Culex quinquefasciatus* y *Aedes albopictus*; tal la actividad puede deberse a la actividad sinérgica de la mezcla de componentes bioactivos presentes en el extracto.

**Cuadro 10.-** Determinación de las CL<sub>50</sub> de las mezclas de extractos vegetales mas insecticidas contra *Tetranychus urticae*.

Extracto vegetal	Insecticida	g.l	ppm				
			CL <sub>50</sub>	LFI	LFS	CL <sub>05</sub>	CL <sub>95</sub>
<b>Higuerilla</b>	<b>Abamectina</b>	5	17.184	11.837	22.856	0.344	855.977
	<b>Deltametrina</b>	5	20.545	13.948	27.468	0.437	965.161
	<b>Imidacloprid</b>	5	59.955	35.654	85.999	0.395	9093
	<b>Spirotetramat</b>	5	57.370	42.527	74.283	1.040	3164
<b>Chicalote</b>	<b>Abamectina</b>	5	43.628	24.934	63.616	0.719	2647
	<b>Deltametrina</b>	5	98.371	63.494	135.845	0.946	10220
	<b>Imidacloprid</b>	5	157.883	101.021	219.990	1.112	22404
	<b>Spirotetramat</b>	5	80.993	46.093	118.356	0.534	12281
<b>Canela</b>	<b>Abamectina</b>	5	11.255	4.896	18.709	0.040	3120
	<b>Deltametrina</b>	5	45.878	32.685	60.319	0.763	2757
	<b>Imidacloprid</b>	5	338.906	229.165	536.165	0.638	179842
	<b>Spirotetramat</b>	5	37.227	22.642	52.748	0.366	3785
<b>Mostaza</b>	<b>Abamectina</b>	5	22.093	11.700	33.410	0.241	2023
	<b>Deltametrina</b>	5	46.171	32.459	60.518	1.281	1664
	<b>Imidacloprid</b>	5	94.601	55.604	136.842	0.448	19965
	<b>Spirotetramat</b>	5	68.100	45.986	91.839	0.912	5084

g.l.: Grados de libertad, CL<sub>50</sub>: Concentración letal media, LFI y LFS: Límites fiduciales inferior y superior respectivamente.

El uso de sinergistas ha sido recomendado para detectar el desarrollo de la resistencia de las plagas, debido a que estos bloquean los procesos de detoxificación del insecticida (Casida, 1974). Sinzogan *et al.*, (2006) reportaron que la combinación de un plaguicida sintético con el extracto de neem en dosis recomendadas fueron más efectivos, reduciendo la incidencia de gusanos del algodón.

#### **Determinación de la CL<sub>50</sub> de extractos vegetales e insecticida en el Psilido de la papa (*Bactericera cockerelli* Sulc)**

En el Cuadro 11 se presentan los resultados de CL<sub>50</sub> obtenidos con los insecticidas en *B. cockerelli*. Como se puede observar CL<sub>50</sub> fue de 140.405, 114.085, 201.623 y 109.786 ppm

para los insecticidas Abamectina, Deltametrina, Imidacloprid y Spirotetramat respectivamente; mientras que, para los extractos vegetales (Cuadro 12), los valores fueron de 266.939, 188.892, 67.457 y 106.528 ppm, para los extractos de *Argemone Mexicana*, *Cinnamomum verum*, *Ricinus communis*, *Sinapis alba*.

**Cuadro 11.-** Comparación de concentraciones letal media de los insecticidas evaluados contra *Bactericera cockarelli*.

Insecticida	g.l.	ppm					Ec. Pred.	P-valor
		CL <sub>50</sub>	LFI	LFS	CL <sub>05</sub>	CL <sub>95</sub>		
Abamectina	5	140.405	6.195	42.285	0.421	46797	$y = -1.400 + 0.652 x$	<0.0001
Deltametrina	5	114.085	31.263	274.408	0.198	65477	$y = -1.226 + 0.596 x$	<0.0001
Imidacloprid	5	201.623	132.684	293.017	0.833	48775	$y = -1.590 + 0.690 x$	<0.0001
Spirotetramat	5	109.786	68.636	163.987	0.421	28615	$y = -1.389 + 0.680 x$	<0.0001

g.l.: Grados de libertad, CL<sub>50</sub>: Concentración letal media, LFI y LFS: Límites fiduciales inferior y superior respectivamente, Ec. Pred. : Ecuación de predicción de la regresión.

Cerna *et al.*, (2012) determinaron para *B. cockerelli* que la CL<sub>50</sub> era de 1567 ppm de imidacloprid, se ha reportado para el mismo ingrediente activo que se a probado contra una población de campo de *B. cockerelli* con 193.36 ppm (Dávila *et al.*, 2012), se compararon el imidacloprid y tiametoxam demostrando que ambos productos pueden reducir el número de ninfas en el campo (Prager *et al.*, 2013).

Spirotetramat es un nuevo insecticida foliar sistémico y persistente es derivado del ácido tetrámico su modo de acción es interfiriendo con la biosíntesis de lípidos y controla plagas chupadoras (Bayer Crop Science, 2012). Ahmed *et al.*, (2010) reportaron para imidacloprid 3.65 ppm. Mientras para Spirotetramat se aplico 1.5 y 2.0 ml/L en el cual se registró alrededor de un 90% de mortalidad en ninfas de *Bactericera cockerelli* (Molina *et al.*, 2017).

**Cuadro 12.-** Comparación de concentraciones letal media de los extractos evaluados contra *Bactericera cockarelli*.

Extracto	g.l.	ppm					Ec. Pred.	P-valor
		CL <sub>50</sub>	LFI	LFS	CL <sub>05</sub>	CL <sub>95</sub>		
<i>Argemone Mexicana</i>	5	266.939	45.196	960.649	1.225	58160	$y=-1.706+ 0.703 x$	<0.0001
<i>Cinnamomum verum</i>	5	188.892	48.498	502.678	1.153	30935	$y=-1.690 + 0.742 x$	<0.0001
<i>Ricinus communis</i>	5	67.457	37.097	109.017	0.116	39215	$y=-1.088 + 0.595 x$	<0.0001
<i>Sinapis alba</i>	5	106.528	29.723	252.843	0.217	52254	$y=-1.239 + 0.611 x$	<0.0001

g.l.: Grados de libertad, CL<sub>50</sub>: Concentración letal media, LFI y LFS: Límites fiduciales inferior y superior respectivamente, Ec. Pred. : Ecuación de predicción de la regresión.

Batabyal *et al.*, 2009 informaron que el extracto de tetracloruro de carbono de *Ricinus communis* con una CL<sub>50</sub> de 144.11 y 92.44 ppm y CL<sub>90</sub> a 432.42 y 352.89 ppm después de 24 y 48 h, respectivamente contra las larvas *Culex quinquefasciatus*. El aceite de ricino y compuestos puros de *R. communis* se han reportado que exhiben altos efectos tóxicos en animales (He *et al.*, 2007).

La toxicidad de la planta se atribuye a la presencia de ricina, una glicoproteína soluble en agua concentrada en la semilla pero presente en concentraciones menores en otras partes de la planta y tiene fama de ser uno de los más venenosos de los compuestos naturales (El-Nikhely *et al.*, 2007).

**Cuadro 13.-** Determinación de las CL<sub>50</sub> de las mezclas de extractos vegetales mas insecticidas contra *Bactericera cockerelli*.

Extracto vegetal	Insecticida	g.l	ppm				
			CL <sub>50</sub>	LFI	LFS	CL <sub>05</sub>	CL <sub>95</sub>
Higuerilla	Abamectina	5	9.267	5.854	12.881	0.154	557.320
	Deltametrina	5	8.207	4.968	11.609	0.115	581.516
	Imidacloprid	5	13.484	8.308	18.980	0.157	1155
	Spirotetramat	5	10.459	7.032	14.119	0.168	650.351
Chicalote	Abamectina	5	14.947	8.696	21.632	0.207	1075
	Deltametrina	5	13.876	7.218	21.102	0.106	1815
	Imidacloprid	5	38.573	27.177	51.019	0.599	2484
	Spirotetramat	5	24.814	17.225	32.888	0.485	1267
Canela	Abamectina	5	6.901	2.815	11.727	0.043	1096
	Deltametrina	5	26.005	17.991	34.730	0.335	2014
	Imidacloprid	5	26.716	16.523	37.728	0.180	3948
	Spirotetramat	5	25.658	19.605	32.215	0.913	721.074
Mostaza	Abamectina	5	11.057	6.561	15.883	0.111	1096
	Deltametrina	5	10.139	6.175	14.324	0.136	754.494
	Imidacloprid	5	17.229	10.869	24.014	0.191	1554
	Spirotetramat	5	9.442	5.521	13.668	0.085	1041

g.l.: Grados de libertad, CL<sub>50</sub>: Concentración letal media, LFI y LFS: Límites fiduciales inferior y superior respectivamente.

Dávila *et al.*, (2012) reportaron para Dietil Maleato (DEM) mezclaron y se obtuvieron los valores de CL<sub>50</sub> para los insecticidas de imidacloprid (834.14), ometoato (1085.72) y endosulfan (240.68 ppm).

Gahukar (2000) encontró que cuando la planta se le encuentran los derivados o biocidas, como el neem se combinan con pesticidas sintéticos, pueden controlar al gusano del algodón lo que sugiere un efecto sinérgico. Ya que el efecto antialimentario del neem provoca una mayor movilidad de los insectos cuando buscando comida. Esto los expone más a la plaguicida sintético, y que este efecto no ocurren en tratamientos sin el componente de neem.

En general, los botánicos a menudo actúan como factores de estrés, aumentando la vulnerabilidad de los insectos plaga a otras fuentes de mortalidad (Murray *et al.*, 1993; Trisiyono & Whalon, 1999).

#### **Determinación de la CL<sub>50</sub> de extractos vegetales e insecticida en el Psilido de la papa (*Bemisia tabaci* Gennadius)**

En el Cuadro 14 se presentan los resultados de CL<sub>50</sub> obtenidos con los insecticidas en *Bemisia tabaci*. Como se puede observar CL<sub>50</sub> fue de 87.887, 94.308, 172.355 y 180.083 ppm para los insecticidas Abamectina, Deltametrina, Imidacloprid y Spirotetramat respectivamente; mientras que, para los extractos vegetales (Cuadro 15), los valores fueron de 281.737, 69.086, 174.020 y 36.858 ppm, para los extractos de *Argemone Mexicana*, *Cinnamomum verum*, *Ricinus communis*, *Sinapis alba*.

**Cuadro 14.-** Comparación de concentraciones letal media de los insecticidas evaluados contra *Bemisia tabaci*.

Insecticida	g.l.	ppm					Ec. Pred.	P-valor
		CL <sub>50</sub>	LFI	LFS	CL <sub>05</sub>	CL <sub>95</sub>		
Abamectina	5	87.887	6.195	320.192	0.086	89677	$y=-1.062 + 0.546 x$	<0.0005e-01
Deltametrina	5	94.308	54.179	148.832	0.164	53976	$y=-1.177 + 0.596 x$	<0.0001
Imidacloprid	5	172.355	31.060	530.945	0.485	61237	$y=-1.443 + 0.644 x$	<0.0001
Spirotetramat	5	180.083	60.864	408.253	0.633	51164	$y=-1.512 + 0.670 x$	<0.0001

g.l.: Grados de libertad, CL<sub>50</sub>: Concentración letal media, LFI y LFS: Límites fiduciales inferior y superior respectivamente, Ec. Pred. : Ecuación de predicción de la regresión.

El imidacloprid, es el primer nicotinoide registrado, ha sido en gran parte responsable del manejo sostenido de *B. tabaci* en sistemas de producción hortícola en todo el mundo. (Palumbo *et al.*, 2001). (Flores *et al.*, 2015) demostró que la aplicación de imidacloprid al suelo mostro una efectividad para disminuir las infestaciones por *Bemisia tabaci*, para *Unaspis euonymi* (Homoptera: Diaspididae) en plantas tratadas con imidacloprid resultó inefectivo para el control de las escamas, sobre plantas de ornamentales (Rebek y Sadof, 2003).

En poblaciones de Baja california y Sinaloa donde se aplico Imidacloprid donde se obtuvo valores de CL<sub>50</sub> en ambas poblaciones de 89.7 y 91.2 ppm respectivamente, y en poblaciones

susceptibles con 2.1 ppm (Aguilar *et al.*, 2007). (Smith *et al.*, 2016) obtuvo una CL<sub>50</sub> para *Bemisia tabaci* de 0.131 ppm en una colonia susceptible.

Spirotetramat es un insecticida perteneciente al nuevo grupo de cetoenoles, tiene un amplio campo contra insectos chupadores, como los pulgones, moscas blancas, trips, entre otros, y particularmente contra los estados juveniles (Bayer CropScience, 2008). Este insecticida tiene efecto sistémico bidireccional, movilidad por el xilema y floema. Su ingrediente activo es un inhibidor de la biosíntesis de los lípidos (Nauen *et al.*, 2006, 2008), no presenta resistencia cruzada con los grupos de principios activos conocidos (Christie *et al.*, 2008), la aplicación en follaje contra *Diaphorina citri* del producto espirotetramato a (400 mL/ha) ejerció una disminución de ninfas de 78.8% (Hernández *et al.*, 2013).

Spirotetramat es muy efectivo contra *B. tabaci*, *T. vaporariorum* y con otras especie de mosca blanca, el Movento tiene una amplia gama de insectos chupadores plagas, y también tiene efectos supresivos contra los ácaros (van Waetermeulen *et al.*, 2007). La formulación de Movento SC 240 incl. 0.2% RME EW 500 tiene excelente eficacia contra ambas especies de *B. tabaci* y *T. vaporariorum* con valores del 0.1 y 1 ppm (Nauen *et al.*, 2008).

**Cuadro 15.-** Comparación de concentraciones letal media de los extractos evaluados contra *Bemisia tabaci*.

Extracto	g.l.	ppm					Ec. Pred.	P-valor
		CL <sub>50</sub>	LFI	LFS	CL <sub>05</sub>	CL <sub>95</sub>		
<i>Argemone Mexicana</i>	5	281.737	127.682	552.025	2.121	37408	$y=-1.898+ 0.774 x$	<0.0001
<i>Cinnamomum verum</i>	5	69.086	29.473	129.298	0.010	436122	$y=-0.796 + 0.432 x$	<0.0001
<i>Ricinus communis</i>	5	174.020	10.230	810.253	0.731	41380	$y=-1.551 + 0.692 x$	<0.0007e-01
<i>Sinapis alba</i>	5	36.858	12.755	76.207	0.003	365801	$y=-0.644 + 0.411 x$	<0.0001

g.l.: Grados de libertad, CL<sub>50</sub>: Concentración letal media, LFI y LFS: Límites fiduciales inferior y superior respectivamente, Ec. Pred. : Ecuación de predicción de la regresión.

Kodjo *et al.*, (2011) encontraron que *Ricinus communis* tiene un buen control contra *Plutella xylostella* en el cual tiene buenas perspectivas para un manejo integrado de plagas, la mayoría de los estudios de estos extractos están reportados para el manejo de mosquitos transmisores de enfermedades, para *R. communis* (Batabyal *et al.* 2009). *Cinnamomum verum* este aceite esencial se utiliza como protector de granos almacenados ya que no altera la calidad de los granos (Paranagama *et al.*, 2003), es empleado como fumigante contra coleópteros y lepidópteros tales como: *Sitophilus oryzae* (Curculionidae) (Lee *et al.*, 2008).

**Cuadro 16.-** Determinación de las CL<sub>50</sub> de las mezclas de extractos vegetales mas insecticidas contra *Bemesia tabaci*.

Extracto vegetal	Insecticida	g.l	ppm				
			CL <sub>50</sub>	LFI	LFS	CL <sub>05</sub>	CL <sub>95</sub>
Higuerilla	Abamectina	5	7.307	3.659	11.391	0.059	900.426
	Deltametrina	5	18.591	12.723	24.887	0.286	1205
	Imidacloprid	5	23.312	15.470	31.780	0.274	1978
	Spirotetramat	5	21.955	15.105	29.253	0.417	1154
Chicalote	Abamectina	5	15.075	9.076	21.508	0.200	1132
	Deltametrina	5	19.133	11.515	27.174	0.186	1962
	Imidacloprid	5	41.664	29.495	55.288	0.547	3171
	Spirotetramat	5	28.716	19.264	39.0646	0.361	2283
Canela	Abamectina	5	8.067	4.906	11.496	0.067	964.107
	Deltametrina	5	12.599	8.748	16.805	0.188	840.341
	Imidacloprid	5	19.602	14.483	25.173	0.494	777.033
	Spirotetramat	5	19.800	13.339	26.927	0.196	1999
Mostaza	Abamectina	5	6.452	4.007	9.111	0.058	707.258
	Deltametrina	5	4.18690	2.291	6.233	0.053	325.991
	Imidacloprid	5	9.18291	5.3011	13.353	0.080	1044
	Spirotetramat	5	16.757	11.495	22.528	0.205	1364

g.l.: Grados de libertad, CL<sub>50</sub>: Concentración letal media, LFI y LFS: Límites fiduciales inferior y superior respectivamente.

El neem, tenían un efecto tóxico sobre los depredadores, los plaguicidas sintéticos, solo y combinado con botánicos, no son selectivos en su modo de acción (Matthews, 1989; Stoll, 2002).

**Cuadro 17.-** Determinación de los coeficiente de cotoxicidad de las mezclas de extractos vegetales mas insecticidas en Arañita roja (*Tetranychus urticae*)

Insecticidas	Higuerilla	CCT	Chicalote	CCT	Canela	CCT	Mostaza	CCT
<b>CL<sub>50</sub></b>	1174		314.879		136.508		558.317	
<b>Abamectina</b>	141.777	17.184	402.847	43.628	288.530	11.255	864.503	22.093
		***	***	***	***	***	***	***
<b>Deltametrina</b>	222.068	20.545	410.473	98.371	189.787	45.878	283.473	46.171
		***	***	**	***	***	***	***
<b>Imidacloprid</b>	853.236	59.955	175.530	157.883	360.056	338.906	466.186	94.601
		**	**	**	***	***	***	***
<b>Spirotetramat</b>	388.985	57.370	195.643	80.993	312.916	37.227	67.721	68.100
		**	**	**	***	****	****	***

\* = Si el CCT es igual a  $100 \pm 15$ , se considera que la acción es similar, \*\* = Si el CCT es de 115-200, se considera que hay potenciación ligera, \*\*\* = Si el CCT es mayor de 200, se considera potenciación alta, \*\*\*\* = Si el CCT es menor de 85, se considera antagonismo.

El coeficiente de cotoxicidad (CCT) nos permite saber si hay un sinergismo o un antagonismo entre las mezclas de extractos vegetales mas el insecticida, en el presente (Cuadro 17) nos presenta que el CCT de canela más abamectina obtuvo el mayor coeficiente con 864.503 veces de reducción, el segundo coeficiente fue el de mostaza con spirotetramat con 545.095, el tercer coeficiente fue higuerilla más deltametrina con 410.473 veces y por ultimo fue chicalote mas imidacloprid con 360.056 veces en su reducción. El extracto de mostaza y spirotetramat tuvo un antagonismo en el cual no se recomienda mezclarlo para combatir arañita roja.

Cerna *et al.*, (2005) reporta que el sinergista butóxido de piperonilo mezclado con en dicofol, abamectina y naled con obtuvieron un CCT de 10.78, 7.86 y 4.79 X respectivamente para de *T. urticae* en Guanajuato.

**Cuadro 18.-** Determinación de los coeficiente de cotoxicidad de las mezclas de extractos vegetales mas insecticidas para el Psilido de la papa (*Bactericera cockarelli*)

Insecticidas		Higuerilla	CCT	Chicalote	CCT	Canela	CCT	Mostaza	CCT
	<b>CL<sub>50</sub></b>	67.457		266.939		188.892		106.528	
<b>Abamectina</b>	140.405	9.267	488.964 ***	14.947	613.655 ***	6.901	1162.668 ***	11.057	545.560 ***
<b>Deltametrina</b>	114.085	8.207	514.132 ***	13.876	575.078 ***	26.005	272.894 ***	10.139	541.693 ***
<b>Imidacloprid</b>	201.623	13.484	372.655 ***	38.573	296.802 ***	26.716	363.599 ***	17.229	402.806 ***
<b>Spirotetramat</b>	109.786	10.459	396.709 ***	24.814	311.585 ***	25.658	268.904 ***	9.442	569.152 ***

\* = Si el CCT es igual a  $100 \pm 15$ , se considera que la acción es similar, \*\* = Si el CCT es de 115-200, se considera que hay potenciación ligera, \*\*\* = Si el CCT es mayor de 200, se considera potenciación alta, \*\*\*\* = Si el CCT es menor de 85, se considera antagonismo.

En el presente cuadro nos presenta que el CCT mejor fue canela mas abamectina en cual se redujo 1162.668 veces provocando una potencialización alta, el segundo mejor coeficiente fue chicalote mas abamectina con 613.655 veces, el tercero mejor fue mostaza con 569.152 veces y por ultimo fue higuerilla con 514.132 veces haciéndolos mas toxicos a todo.

Zhao *et al.* (2000) reporta que el producto imidacloprid mezclado con el sinergista S, S, S, tributilfosforotritioato (DEF) incrementó el 60% en su CCT.

**Cuadro 19.-** Determinación de los coeficiente de cotoxicidad de las mezclas de extractos vegetales mas insecticidas para mosquita blanca (*Bemisia tabaci*).

Insecticidas		Higuerilla	CCT	Chicalote	CCT	Canela	CCT	Mostaza	CCT
	<b>CL<sub>50</sub></b>	174.020		281.737		69.086		6.452	
<b>Abamectina</b>	87.887	7.307	793.714 ***	15.075	440.651 ***	8.067	476.974 ***	4.18690	394.651 ***
<b>Deltametrina</b>	94.308	18.591	328.263 ***	19.133	368.126 ***	12.599	315.811 ***	9.18291	621.719 ***
<b>Imidacloprid</b>	172.355	23.312	402.980 ***	41.664	382.066 ***	19.602	251.914 ***	16.757	179.021 **
<b>Spirotetramat</b>	180.083	21.955	371.035 ***	28.716	256.075 ***	19.800	251.215 ***	9.442	324.180 ***

\* = Si el CCT es igual a  $100 \pm 15$ , se considera que la acción es similar, \*\* = Si el CCT es de 115-200, se considera que hay potenciación ligera, \*\*\* = Si el CCT es mayor de 200, se considera potenciación alta, \*\*\*\* = Si el CCT es menor de 85, se considera antagonismo.

En el cuadro muestra los siguientes CCT en el cual la mezcla de higuerilla mas abamectina tuvo 793.714 veces, en segundo lugar la mezcla de mostaza mas deltametrina con un coeficiente de 621.719, en tercer lugar la mezcla de canela mas abamectina con 476.974 de coeficiente y por ultimo la mezcla de chicalote mas abamectina con 440.651 veces provocando que se vuelvan mas toxico para mosquita blanca.

## CONCLUSIONES

En base a los resultados obtenidos se concluye que al evaluar los extractos vegetales los mejores resultados los presentaron la higuera para *Tetranychus urticae* y *Bactericera cockerelli*, mientras que para *Bemisia tabaci* fue el extracto de mostaza.

En relación a los plaguicidas sintéticos la abamectina fue la que presentó los mejores resultados para *Tetranychus urticae* y *Bemisia tabaci* mientras que el spirotetramat para *Bactericera cockerelli*.

Todas las mezclas presentaron un elevado coeficiente de toxicidad menos el extracto de canela con spirotetramat que tuvo un coeficiente muy bajo y no se recomienda combinarlo, por lo tanto podemos mencionar que las mezclas de extractos vegetales con insecticidas sintéticos son una buena alternativa para el manejo y evitar problemas de resistencia ya que se utilizan en dosis mínimas de insecticidas sintéticos con porcentajes elevados de control.

## REFERENCIAS

- Aguilar-Medel, S., Rodríguez-Maciel, J. C., Santillán-Ortega, C., Lagunés-Tejeda, Á., Díaz-Gómez, O., & Martínez-Carrillo, J. L. (2007). Susceptibilidad a insecticidas en dos poblaciones de *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) biotipo B colectadas en Baja California y Sinaloa, México. *Interciencia*, 32(4), 266-269.
- Ahmed, A. S. E., Bashir, N. H., & Assad, Y. O. (2010). Susceptibility of *Bactericera cockerelli* (Sulc)(Hemiptous: Triozidae) to insecticides in the State of Nuevo Leon, Mexico. A Biannual Newsletter of the Center for Integrated Plant Systems (CIPS) in Cooperation with the Insecticide Resistance Action Committee (IRAC) and the Western Regional Coordinating Committee (WRCC-60), 19(2), 14.
- Al-Jabr, A. M. 1999. Integrated Pest Management of Tomato / Potato Psyllid, *Paratrioza cockerelli* (Sulc) (Homoptera: Psyllidae) with Emphasis on its Importance in Greenhouse Grown Tomatoes. Department of Bioagricultural Sciences and Pest Management. In partial fulfillment of the requirements for the Degree of Doctor of Philosophy Colorado State University Fort Collins, Colorado Summer 1999.
- Andrews, K. 1989. " Introducción a los conceptos de manejo integrado de plagas". En: Manejo integrado de plagas insectiles en la agricultura; estado actual y futuro. Andrews, K & Quezada, J.R. (ed). Pag. 4 – 20. Andrews, K; Quezada, J. 1989. Manejo de plagas insectiles. Honduras, Esc. Agr. El Zamorano. 623 p.
- Angel, G. 2006 comparacion de las lineas de respuesta a (fenpyroximate) y la calidad de proteina de diferentes lineas de (*Tetranychus urticae* Koch).
- Antonio, C. S., Lara, M. F. y Dos Santos; E. J. 2001. Morfología de la mosca blanca *Bemisia tabaci* Genn. Biotipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) encontrada en Jaboticabal Sao Pablo en base a electromicrográfias de barradura. *Sanidad Vegetal* 27: 315-322.
- Arenas, L., C. 1984. Extractos acuosos y polvos vegetales con propiedades insecticidas: una alternativa por explotar. Tesis de Licenciatura. UNAM. 161 p.
- Ascher, KRS. 1969. Insect pest control by chemosterilization and other advanced methods (antifeedants, microbial pesticides, etc.). In Act. Congr. Intern. Antiparasitaires. Milan. 22 p.
- Avilés-González M., Garzón-Tiznado J. Marín-Jarillo. A Caro Macías P. 2000 El Psílido del Tomate *Paratrioza cockerelli* sulc *Biología, ecología y su control* p 26-31.
- Avilés, G. M. C.; Garzón, T. J. A.; Marín, J. A. y Caro, P. H. M. 2003. El Psílido del tomate: *Paratriza cockerelli* (Sulc): *Biología, ecología y su control*. In: Taller sobre *Paratriza cockerelli* como plaga y vector de fitoplasmas. Culiacán, México. Pp 21-35.
- Badii, M. H., L. O. Tejada, A. E. Flores, C. E. Lopez & H. Quiróz. 2000a. Historia, fundamentos e importancia. Pp. 3-17. En: M. H. Badii, A. E. Flores y L. J. Galán (eds.). *Fundamentos y Perspectivas de Control Biológico*. UANL, Monterrey.

- Badii, M.H., A.E. Flores & G. Ponce. 2000. Control biológico de arañas rojas. Pp. 255-278. In: M.H. Badii, A.E. Flores y L.J. Galán (eds.). Fundamentos y Perspectivas de Control Biológico. UANL, Monterrey.
- Badii, M.H., A.E. Flores, S. Flores, H. Quiróz, R. Foroughbakhch & R. Torres. 2001. El papel de lo phytoseiidae en control biológico de las arañas rojas. Pp. 7-20. In: M. Vargas, O.J. Polaco y G. Zúñiga (coordinadores). Contribuciones Entomológicas. I. P. N., México D. F.
- Badii, M.H. & J.L. Abreu. 2006. Metapoblación, conservación de recursos y sustentabilidad. *Daena International J. of Good Conscience*, 1(1): 37-51.
- Badii, M.H. & J.L. Abreu. 2006. Control biológico una forma sustentable de control de plagas. *Daena International J. of Good Conscience*, 1(1): 82-89.
- Badii, M.H. & J. Landeros. 2007. Invasión de especies o el tercer jinete de Apocalipsis ambiental. *Daena* 2(1): 39-53.
- Badii, M. H., Landeros, J., & Cerna, E. (2010). Regulación Poblacional de Ácaros Plaga de Impacto Agrícola (Population Regulation of Pest Mites of Agricultural Significance). *Daena: International Journal of Good Conscience*, 5(1), 270-302.
- Barbera, C. 1976. Pesticidas agrícolas. 3ª edición. Edit. Omega. Barcelona, España. Pp. 43-45.
- Barbera C. 1989. Pesticidas agrícolas. Cuarta edición. Ediciones Omega S.A. Pp 506- 507.
- Batabyal L, Sharma P, Mohan L, Maurya P, Srivastava CN. Relative toxicity of neem fruit, bitter gourd, and castor seed extracts against the larvae of filaria vector, *Culex quinquefasciatus* (Say). *Parasitol Res* 2009; 105(5):1205-10
- Baudo, R., 1987. Ecotoxicological testing with *Daphnia*, en Peters, R. H. Y R. De Bernardi (Eds.) *Daphnia*. Mem. Ist. Ital. Idrobiol. 45: 461 - 482. Beingolea, G. O. 1958. Resistencia de los insectos a los insecticidas, con ejemplos en el Perú. *Rev. Peruana de Entomol. Agric.* 1 (1): 51-58.
- Bautista, N. M.; Hiran, B. M. y Claudio, C. P. 2002. Plagas inséctiles de plantas ornamentales. Edit. Manuel. Colegio de postgraduados, Texcoco México 323 p.
- Bautista, M. N. 2006. Insectos plaga una guía ilustrada para su identificación. Ed. Andrómeda Design. Bayer Crop Science, Colegio de Posgraduados. Texcoco estado de México. 55 p.
- Bayer CropScience: «Basta de jugar a las escondidas», *Correo* 2: 22- 25. La Revista de Bayer CropScience para la Agricultura Moderna, 2008.
- BayerCrop Science. 2012. Spirotetramat (Movento, Ultor, Tihan). (Internet address: <http://www.bayercropscience.com/bcsweb/cropprotection.nsf/id/spirotetramat.htm>).

- Bayer de México, 2015. S. A. de C. V. Miguel de Cervantes Saavedra No. 259, Ampliación Granada 11520 México, D.F. México
- Becerra, A. F. 1989. Biología de *Paratrioza cockerelli* (Sulc) y su relación con la enfermedad del “Permanente del tomate” en el Bajío. Tesis de Licenciatura. Univ. Aut. De Qro., Ciencias Químicas. 55 p.
- Benavides, A., Benjumea, P., & Pashova, V. (2007). El biodiesel de aceite de higuera como combustible alternativo para motores diesel. *Dyna*, 74(153).
- Berrones Morales, M. (2015). Resistencia a Insecticidas en Cuatro Poblaciones de *Bemisia tabaci* (Gennadius) del sur de Tamaulipas.
- Bezert, J. 1999. *Tetranychus urticae* on processing tomatoes. How to reason cultural practices? *Acta Hort* 487:257-261.
- Bielza, P. 1995. La Resistencia a insecticidas: de los mecanismos a las estrategias de manejo. *Phytoma España*. 173: 36-38.
- Bowers, WS; Fales, HM; Thompson, MJ; Uebel, EC. 1966. Juvenile hormone: identification of an active compound from balsam fir. *Science* 54:1022.
- Bowers, WS; Nishida, R. 1980. Juvocimenes: potent juvenile hormone mimics from sweet basil. *Science* 209:1030-1032.
- Bowers, WS. 1993. Phytochemical contributions to pest management. *Amer. Chem. Soc. In Lumsden, R; Vaughn, J. Eds. Pest management: Biologically based technologies. Beltsville Symposium XVIII, Agric. Res. Service. U.S. Dep. Agric. Maryland. p. 252-257.*
- Brattsten, L.B, Holyoke C.V, Leeper J.R. Raffa K.F. 1986. Insecticide resistance: Challenge to pest management and basic research. *Science* 12:1255-60.
- Brown, J.K., 1994. Current status of *Bemisia tabaci* as a plant pest and virus vector in agro-ecosystems worldwide. *FAO Plant Prot. Bull.* 42, 3–32.
- Brown, J.K., Frohlich, D.R., Rossell, R.C., 1995. The sweet potato or silverleaf whiteflies: biotypes of *Bemisia tabaci* or a species complex? *Ann. Rev. Entomol.* 40, 511–534.
- Brown, J., Davis, JB, y Esser, A. (2005). Guía del cultivador: 2000-2002 (n.º NREL / SR-510-36307). National Renewable Energy Lab., Golden, CO (EE. UU.).
- Bujanos, M. R., J. A. Garzón, y A. Marín. 2005. Manejo integrado del pulgón saltador *Bactericera (=Paratrioza) cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae) en los cultivos de solanáceas en México. Pp. 93-99, In Segunda Convención Mundial del Chile. Zacatecas, México
- Burckhardt, D. and P. Lauterer. 1997. A taxonomic reassessment of the triozid genus *B.* (Hemiptera: Psylloidea). *Journal of Natural History. U. K.* 31(1):99-153.

- Busvine, J.R. 1971. A Critical Review of the techniques for testing insecticides, C.A.B.pp. 126-128.
- Byrne, D, L. Moore., J. Palumbo., T. Watson. 1991. Whitefly Factsheet. Department of entomology. University of Arizona. Pp. 10 – 25.
- CAB INTERNATIONAL. 2015. “*Candidatus Liberibacter solanacearum*”. En línea: <http://www.cabi.org/isc/datasheet/109434>.
- Cadena, H, M.,0., Guzmán, P. R., Díaz, V. M., Zavala,Q. T., Magaña T. O., Almeyda, L. I., López, D. H., Rivera, P. A., Rubio, C. O.2003. Distribución, Incidencia y Severidad del Pardeamiento y la Brotación Anormal en los Tubérculos de Papa (*Solanum tuberosum* L.) en Valles Altos y Sierras de los Estados de México, Tlaxcala y el Distrito Federal, México. Revista Mexicana de Fitopatología Vol. 21, 2003(Diciembre; December) pp. 248-259.
- Campbell, B.C., Stephen-Campbell, J.D., Gill, R., 1996. Origin and radiation of whiteflies: an initial molecular phylogenetic assessment. In: Gerling, D., Mayer, R.T. (Eds.), *Bemisia: 1995 Taxonomy, Biology, Damage, Control and Management*. Intercept, UK, pp. 29–52.
- Carabalí Muñoz, A. (2004). Potencial de resistencia de diferentes genotipos de yuca *Manihot esculenta* Crantz al" biotipo B" de mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius)(Homoptera: Aleyrodidae). Tesis (Magister en Ciencias Biológicas).
- Carapia ruiz, v. E., & Castillo-Gutiérrez, A. (2013). Estudio comparativo sobre la morfología de *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) y *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae). Acta zoológica mexicana, 29(1), 178-193.
- Carrillo, R. H. 1984. Análisis De Acción Conjunta de Insecticidas en Larvas del Gusano Cogollero del Maíz (J.E: Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). Tesis de Maestría en Ciencias. Centro de Entomología y Acarología. Colegio de Postgraduados. Chapíngo, México, p. 82
- Casida, J. E. 1974. Mixed-function oxidase involvement in the biochemistry of insecticide synergists. J. Agric. Food Chem. 18:753.
- Casteel, C. L., L. L. Walling, and T. D. Paine. 2006. Behavior and biology of the tomato psyllid, *Bactericera cockerelli*, in response to the Mi-1.2 gene. Entomol. Exp. Appl. 121: 67-72.
- Cerna, E., Landeros J., E. Guerrero, Flores A. E., and Badii M. H. 2005. Enzymatic resistance detection by synergist products in a field *Tetranychus urticae* (Koch) strain (Acari: Tetranychidae). Folia Entomol. Mex. 44: 287-295.
- Cerna, E., Landeros, J., Ochoa, M., Luna, J., Vázquez, O., & Ventura, O. (2009). Tolerancia del ácaro *Tetranychus urticae* (Koch) a cuatro acaricidas de diferente grupo toxicológico. *Redalyc*, 1(44), 4-8.
- Cerna, E., Ail, C., Landeros, J., Sánchez, S., Badii, M., Aguirre, L., & Ochoa, Y. (2012). Comparación de la toxicidad y selectividad de insecticidas para la plaga *Bactericera cockerelli* y su depredador *Chrysoperla carnea*. *Agrociencia*, 46(8), 783-793.
- Cerna C. E., Martínez M. Y., Landeros F. J., Hernández B. O., Ochoa F. Y. 2015. Efecto de plantas hospederas en la inducción enzimática detoxificativa de *Bemisia tabaci* (Gennadius). *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* Vol.6 Núm.1 01 de enero - 14 de febrero, p. 223-229.

- CESAVEDF, 2016. Comisión Estatal de Sanidad Vegetal del Distrito Federal. Mosquita Blanca. Consultado octubre de 2016 en [http://cesavedf.org.mx/IMAGENES/PDF\\_MOSQUITA%20BLANCA.pdf](http://cesavedf.org.mx/IMAGENES/PDF_MOSQUITA%20BLANCA.pdf).
- Chopra RN, Nayar SL, Chopra 1986. IC Glosario de plantas medicinales indias (incluido el Suplemento), Consejo de Investigación Científica e Industrial, Nueva Delhi.
- Christie, D.; J. Bell; R. Steffens: «Ultor: A new Product from Bayer CropScience with a Novel Mode of Action for Broad spectrum. Sucking Insect Control», Abstracts of the 82nd Annual Orchard Pest and Disease Management Conference, 9-11 January, Hilton Hotel, Portland, E.E. U.U., Publ. by Washington State Univ. Pullman, 2008,
- Ciubota-Rosie, C., Macoveanu, M., Fernández, CM, Ramos, MJ, Pérez, A., y Moreno, A. (2013). La semilla de *Sinapis alba* como fuente prospectiva de biodiesel. *Biomasa y bioenergía* , 51 , 83-90.
- Cohen, S.; Duffus, J. E.; Liu, H. Y. 1992. A new *Bemisia tabaci* biotype in the southwestern United States and its role in silverleaf of squash and transmission of lettuce infectious yellow virus. *Phytopathol.* 82: 86-90.
- Costa, A. S. 1969, Whiteflies as virus vectors, in *Viruses, Vector and Vegetation Interscience*. EUA. Pp 95-119.
- Costa, R. R., Moraes, J. C. & DaCosta, R. R. 2011. Feeding behaviour of the greenbug *Schizaphis graminum* on wheat plants treated with imidacloprid and/or silicon. *Journal of Applied. Entomology*, 135: 115–120.
- Cranshaw, W. S. 1985. Control of potato insects with soil applied systemic insecticides, Greeley CO. *Insectic.Acaricide Test* 10: 132.
- Cranshaw, W., and D. J. Liewehr. 1990. Effects of colored sprays on aphid and psyllid colonization of potatoes. *Southwest.Entomol.*15: 205-209.
- Cranshaw, W. S. 2007. Potato or tomato psyllids. *Insects Series Home & Garden*. No, 5: 540. Consultado en línea [www.extcolostate.edu](http://www.extcolostate.edu) (05/05/2010).
- Cremlyn, RJ. 1995. *Agrochemicals: Preparation and mode of action*: New York, Wiley & Sons. 396 p.
- Cronquist, A. 1981. *An integrated system of classification of flowering plants*. Columbia University Press, Nueva York. Cronquist, A. 1988. *The evolution and Clasification of Flowering Plants*. Columbia University Press. New York, EE.UU. 1540p.
- Cronquist A. *The evolution and classification of flowering plants*. New York: The New York Botanical Garden; 1988. p. 555.
- Dávila Medina, M. D., Cerna Chávez, E., Aguirre Uribe, L. A., García Martínez, O., Ochoa Fuentes, Y. M., Gallegos Morales, G., & Landeros Flores, J. (2012). Susceptibilidad y mecanismos de resistencia a insecticidas en *Bactericera cockerelli* (Sulc.) en Coahuila, México. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 3(6), 1145-1155.
- DE LA NAPPO, P. D. D. PD 03: Identificación morfológica de las arañas rojas (Tetranychidae) que afectan a las frutas importadas 2014.
- Demirel, N., and W. Cranshaw. 2006. Relative effect of color mulches to potato/tomato psyllid, *Paratrioza cockerelli* (Sulc) (Homoptera: Psyllidae), on garden tomato plants. *J. Econ. Entomol.* 3: 189-193.

- Dey, N. R., Das, K. C. & Rai, Y. 2008. Argemone mexicana. A multicentric double blind Homoeopathic Pathogenetic Trial (Drug Proving) carried out by CCRH. Indian Journal of Research in Homoeopathy. 2(1): 13-18.
- Diccionario de especialidades agroquímicas (DEAQ). 2017. PALMSA.
- Doreste, S: E. 1984. Acarología. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. (IICA). San José, Costa Rica. p 410.
- Eger, H.1937.Ueber den Geschmackssinn von Schmetterlingsraupen.Biol Zbl.57:293-308.
- El-Nikhely N, Helmy M, Saeed HM, Shama LAA, ElRahman ZA, 2007. Ricin A chain from *Ricinus sanguineus*: DNA Sequence, structure and toxicity. Protein Journal 26: 481-489.
- Espinel, C., Torres, L., Grijalba, E., Villamizar, L., & Cotes, A. M. (2008). Preformulados para control de la mosca blanca *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) en condiciones de laboratorio/Preformulations for control of the whitefly *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) under laboratory conditions. Revista Colombiana de Entomología, 34(1), 22.
- Estebáñez., M.L. 1989. Acaros en frutales del Estado de México. Instituto de Biología de la UNAM y Dirección de Sanidad y Protección Forestal SARH,México, D. F. 360 pp.
- FAO 1957. Technical report, No. 125.
- FAO. 2007. Adaptation to climate change in agriculture, forestry and fisheries: perspective framework and priorities. FAO Interdepartmental Working Group on Climate Change. Rome. Italy. 24 p.
- FAO, 2012. Código Internacional de Conducta para la Distribución y Utilización de Plaguicidas. Directrices sobre la Prevención y Manejo de la Resistencia a los Plaguicidas.
- FAO. 2013. El cambio climático, las plagas y las enfermedades transfronterizas. Departamento de Gestión de Recursos Naturales y Medio Ambiente, Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Roma, Italia. [www.fao.org/foodclimate](http://www.fao.org/foodclimate) (15 de noviembre de 2013).
- FAOSTAT 2010. Revisado el día 3 de Septiembre de 2010. <http://faostat.fao.org/default.aspx>.
- Faria, M.; Wraight, S. 2001. Biological control of *Bemisia tabaci* with fungi. Crop protection 20: 767-778.
- Ferguson, G., Banks, E., Fraser, H. 2001. Potato Psyllid - A New Pest in Greenhouse Tomatoes and Peppers.Ontario Ministry of Agriculture, Foods and Rural Affairs.
- Ferragut, F. & M.C. Santoja. 1989. Taxonomía y distribución de los ácaros del género *Tetranychus* Dufour 1832 (Acari: Tetranychidae), en España. Boletín de sanidad vegetal: Plagas, 15: 271-28.
- Flores S., A. E. 1992. Tolerancia y Hormogolisis en Poblaciones de Campo de *Eutetranychus banksi* (McGregor) (Acarida: Tetranychidae) Expuestas al Acaricida Dicofol. Tesis Doctorado. Instituto Tecnológico de Estudios Superiores de Monterrey Nuevo León, México.
- Flores, E. A., Landeros and M. H. Badii. 1998. Evaluation on population Parameters of *Tetranychus urticae* Koch. (Acari: Prostigmata Tetranychidae) exposed to Avermectin. 10 th international congress of acarology.

- Flores, R., Isiordia, N., Robles, A., Ortega, O., Perez, R., & Ramos, A. (2011). Ácaros fitofagos asociados a furtales en la zona centro de Nayarit. *Fuente*, 2(7), 25-33.
- Flores-Alaña, L., Geraud-Pouey, F., Chirinos, D. T., & Meléndez-Ramírez, L. (2015). Efectividad de algunos insecticidas para el control de *Bemisia tabaci* (gennadius) en tomate, *Solanum Lycopersicum* L. *Interciencia*, 40(2).
- Franco G. 2008. Generalidades del Manejo del Cultivo. En: Higuierilla: Alternativa Productiva, Energética y Agroindustrial para Colombia. Navas A. (Ed.) Centro de Investigación La Selva-CORPOICA. Rionegro Antioquia, Colombia.
- García H. Flora Medicinal de Colombia. Tercera ed. Bogotá: Tercer Mundo Editores; 2000.
- Garza, E., U. y A. Rivas M. 2003. Manejo integrado de las plagas del chile y jitomate en la zona de San Luís Potosí. INIFAB-CIRNE. Campo experimental Ebano. Folleto para productores Num.5. San Luís Potosí, México. 47 p.
- Garzón, T. J. A. 2002. El “Pulgón Saltador” o la Paratrioza, una amenaza para la horticultura de Sinaloa. Memoria de taller sobre *Paratrioza cockerelli* Sulc. como plaga y vector de fitoplasmas en hortalizas. Culiacán, Sin., México, 100 pp
- Garzón, T. J. A.; Garzón, C. J. A.; Velarde, F. S.; Marín J. A.; Cárdenas V. O. G. 2005. Ensayos de transmisión del fitoplasma asociado al “Permanente del tomate” por el psílido *Bactericera cockerelli* Sulc., en México. *Entomología Mex.* (4). México. p.: 672-675.
- Garzón, T.; 2011. Daños causados por *Paratrioza Bactericera cockerelli* en Sinaloa. Curso de plagas y enfermedades en hortalizas. Fundación produce de Sinaloa. P.68.
- Gennadius, P., 1889. Disease of tobacco plantations in the trikonia. The aleurodid of tobacco. *Ellenike Georgia* 5, 1–3 (in Greek).
- Georghiou, G. P. 1965. Genetic studies on Insecticide Resistance. *Adv. Pest Control Res.* 6:171.
- Georghiou, G.P. and Taylor C.E.1986. Factors influencing the evolution of resistance, pp. 157-169. *Pesticide resistance, strategies and tactics for management*. Nacional Research Council, Board of Agriculture. Eds. National Academic Press. Washintong D.C.
- Gerling, D. Alomar, O and Arno, J. 2001. Biological Control of *Bemisia tabaci* using predators and parasitoids. *Crop Prot.* 20: 779-799.
- Gerson U. and R. Smiley. 1990. *Acarine Biocontrol Agents*. Ed. Chapman and Hall. 83-84p, 133-144p.
- Gillespie, D. R., G. Opit, and B. Roitberg. 2000. Effects of temperature and relative humidity on development, reproduction and predation in *Feltiella acarisuga* (Vallot) (Diptera: Cecidomyiidae). *Biol. Control* 17: 132-138.
- Gioanetto, F. E. Franco J., J. Carrillo F. y R. Quintero S. 1999. Elaboración de extractos con plantas nativas para el control de plagas y enfermedades. Centro de Investigación y Desarrollo en Agricultura Orgánica Michoacán. Fundación PRODUCE. Morelia, Michoacán, México. 47 p.
- Giraldo, M., Galindo, L., & Benavides, P. (2013). La arañita roja del café: Biología y hábitos.
- Gomez, M. R., Cesar, E. S., Rivera, J. M., Flores, J. R., Salgado, J. H., & Mendez, J. P. (2008). Evaluacion de insecticidas alternativos para el control de paratrioza

- (*Bactericera cockerelli* By L.)(Homoptera: Triozidae) en el cultivo de chile jalapeño (*Capsicum annum* L.) Alternative insecticides evaluation for paratrioza. *Revista Chapingo Serie Zonas Aridas*, 47, 56.
- González, J. E., López, N., Avilés, M., Urbano, J. M., Avilla, C., 2008. Curso de Sanidad Vegetal: Familia Aleyrodidae. Tema 10: p. 15. Universidad de Sevilla.
- Goodwin. S.B., L.S Sujkoski and W.E Fry 1995. Rapid Evolution of athenogenicity within clonal lineages of the potato late blight disease fungus. *Phytopathology* 85: 669-678.
- Gotoh, T. 1997. Annual life cycles of populations of the two-spotted spider mite, *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) in four Japanese pear orchards. *Applied Entomology and Zoology (Japan)*, 32: 207-216.
- Gotoh, T.; S. Kaibara & I. Tamura. 2007. Species composition and seasonal changes of spider mite density on a leguminous plant *Pueraria lobata*. *Applied Entomology and Zoology (Japan)* 42: 685–692.
- Gullan, P. J. and Martin, J. H. 2009. Sternorrhyncha (jumping plant-lice, whiteflies, aphids, and scale insects). pp. 957–967. In: Resh, V. H. and Cardé, R. T. (Eds.) *Encyclopedia of Insects*. 2da Ed. Elsevier, San Diego.
- Gutiérrez, O. M.; Rodríguez, J. C.; Llanderal, C.; Terán, A. P.; Lagunes, A. y Díaz, O. 2007. Estabilidad de la resistencia a neonicotinoides en *Bemisia tabaci* (Gennadius), Biotipo B de San Luis Potosí, México. *Agrociencia*. 41:913-920.
- Hansen, A. K.; Trumble, J. T.; Stouthamer, T.; Paine, T. D., 2008. “A new huanglongbing species, *Candidatus Liberibacter psyllaourous*, found to infect tomato and potato, is vectored by the psyllid *Bactericera cockerelli* Sulc”. *Appl. Environ. Microbiol*, 74(18):5862-5865.
- He X, Carter JM, Brandon DL, Cheng LW, McKeon TA, 2007. Application of a real time polymerase chain reaction method to detect castor toxin contamination in fluid milk and eggs. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 55: 6897- 6902.
- Helle, W. and Sabelis, M. W. (eds.) 1985. Spider mites: Their biology, natural enemies and control. Volume 1A. Elsevier, Amsterdam, 406 p.
- Hernández, M., J. R. 1978. Ciclo biológico de la arena roja (*Tetranychus urticae* Koch) en el laboratorio sobre cultivo de crisantemo (*Chrysanthemum monifolium*). Tesis profesional. Depto. de Parasitología Agrícola. E. N. A. Chapingo, Méx.
- Hernández Fuentes, L. M., López Arroyo, J. I., Velázquez Monreal, J. J., Urías López, M. A., Gómez Jaimes, R., & Robles Bermudez, A. (2013). Eficacia biológica de compuestos químicos aplicados al suelo y follaje contra *Diaphorina citri* Kuwayama (Hemiptera: Psyllidae) en *Citrus latifolia* Tanaka. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 4(5), 687-700.
- Hilje, L. 2002. Manejo de *Bemisia tabaci* en América Central y el Caribe: la experiencia de un decenio. *Manejo Integrado de Plagas y Agroecología* 65:102-108.
- Hill, B. G. 1969. A morphological comparison between two species of whitefly *Trialeurodes vaporariorum* (West.) and *Bemisia tabaci* (Genn.) (Homoptera: Aleyrodidae) which occur on tobacco in the Transvaal. *Phitophilactica*, 1: 127-143.
- Hódar, J.A., R. Zamora, y L. Cayuela. Cambio climático y plagas: algo más que el clima. *Ecosistemas*. 21(3):73-78.

- Hodkinson, I. D. 2009. Life cycle variation and adaptation in jumping lice (Insecta:Hemiptera: Psylloidea): a global synthesis. *J. Nat. Hist.* 43:65-179.
- Hosking, W.M. y H.T. Gordon. 1956. Arthropoda Resistance to Chemical. *Ann. Rev. Ent.* 1,89-122.
- Hubert, J. J. 1980. Bioassay. Kendall/Hunt Pub. Co. USA. 164 p.
- IRAC, Insecticide Resistance Action Committee, 2018.
- INIFAP. 2002. El melon: Tecnología de producción y comercialización.
- Iraola, V. (2001). Introducción a los ácaros (II): Hábitats e importancia para el hombre. *Aracnet*, 7(23), 141-146.
- Ishii, T.; Doi, Y.; Yora, K. y Asuyama, H. 1967. Suppressive effects of antibiotics of tetracycline group on symptom development of mulberry dwarf disease. *Annals of the Phytopathological Society of Japan* 33: 267-275.
- Jaimes cedillo, H. J. (2013). Respuesta funcional de (*Pselliopus ssp* (Hemiptera: Reduviidae) sobre el ácaro de dos manchas (*Tetranychus urticae* (Koch)).
- Jensen, D. D. 1957. Parasites of the Psyllidae. *Hilgardia* 27: 71-99
- Jepsson, L.R.H., H. Keifert and E.W Baker. 1975. Mites Injurious to Economic Plants Univ. Calif. Press. Los Angeles.
- Johnson, W.T., y H.H. Lyon 1991. Insects that feed on rees and shrubs. 2nd ed., rev. Comstock Publishing Associates. 560 p.
- Janes, M., J. 1936. *Paratrioza cockerelli* (Sulc) on tomatoes in Southwest Texas. *J. Econ. Ent.* 30, No. 2. pp.379.
- Kavallieratos, N. G., Athanassiou, C. G., Vayias, B. J., Mihail, S. B., & Tomanović, Ž. (2009). Insecticidal efficacy of abamectin against three stored-product insect pests: influence of dose rate, temperature, commodity, and exposure interval. *Journal of economic entomology*, 102(3), 1352-1359.
- Kensa V.M., Syhed Yasmi. S, Phytochemical Screening And Antibacterial Activity On *Ricinus communis* L. *Plant Sciences Feed* 2011;1 (9): 167-173
- KIM, M.; SHIN, D.; CHO, K. 2004. An assessment of the chronic toxicity of fenpyroximate and pyridaben to *Tetranychus urticae* using a demographic bioassay. *Applied Entomology* 39 (3): 401-409.
- Krantz G. W.. 1978. A manual of acarology. Segunda edición. Oregon State University. Book Store Inc.
- Kumul, DE.1983. Búsqueda de plantas silvestres del Estado de Veracruz con propiedades tóxicas contra gusano cogollero del maíz *Spodoptera frugiperda* J.E. Smith y mosquito casero *Culex quinquefasciatus* S a y. Tesis. México, Universidad Autónoma de Chapingo. 76 p.
- Lagunes T, A; Arenas L, C; Rodríguez H, C. 1984. Extractos acuosos y polvos vegetales con propiedades insecticidas. México, Colegio de Postgraduados. 203 p.
- Lagunes, T. A. Y J. Villanueva, J. 1994. Toxicología y manejo de insecticidas. Colegio de Posgraduados en Ciencias Agrícolas. Montecillos, Edo. de México. 264 pp.
- Lee, I-M. y Davis R., E. 1986. Prospects for in vitro culture of plant-pathogenic mycoplasma-like organisms. *Annual Review of Phytopathology*. 24: 339-354.

- Leal D., E. Jiménez. 2009. Caracterización Morfométrica de cinco ecotipos de higuierilla (*Ricinus communis*) en la ESPOL “Campus Gustavo Galindo”.
- Liburd, O. E, White J. C., Rhodes E. M. and A. A. Browdy. 2007. The residual and direct effects of reduced-risk and conventional miticides on two-spotted spider mites, *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae), and predatory mites (Acari: Phytoseiidae). *Florida Entomologist* 90: 249–257.
- Lima, A. C. S., Lara, F. M. & Dos Santos, E. J. M. 2001. Morfología da mosca branca, *Bemisia tabaci* biotipo "B" (Hemíptera: Aleyrodidae), encontradas em jabotical, SP, com base em electron-micrografias de barredura. *Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas*, 27: 315-322.
- Liñan, C: 1997. Farmacología vegetal. Ed. Agrotécnicas, S. L. España. 1194 pp.
- Liu, D., and J. T. Trumble. 2004. Tomato psyllid behavioral responses to tomato plant lines and interactions of plant lines with insecticides. *J. Econ. Entomol.* 97: 1078-1085.
- Liu, Z., Williamson, M. S., Lansdell, S. J., Denholm, I., Han, Z., & Millar, N. S. (2005). A nicotinic acetylcholine receptor mutation conferring target-site resistance to imidacloprid in *Nilaparvata lugens* (brown planthopper). *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 102(24), 8420-8425.
- López, A. A. 2004. Manejo integrado de moscas blancas. *Bemisia tabaci* y *Aleurotrachelus socialis*. Ministerio de agricultura y desarrollo rural. Instituto Agropecuario Colombia ICA.
- López-ávila, A. 1994. Avance y perspectivas del control biológico de las moscas blancas, pp. 42-53. En: Memorias del seminario Manejo Integrado de Mosca Blanca y Técnicas de Aplicación de Pesticidas. Socolen. Comité Regional de Cundinamarca. Bogotá. Colombia. 75 p.
- López-Ávila, A.; Cardona, C.; García, J.; Rendón, F.; Hernández, P. 2001. Reconocimiento e identificación de enemigos naturales de las moscas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) en Colombia y Ecuador. *Revista Colombiana de Entomología* 27 (2-3): 137-141.
- Lord M.; L. Roberts y J. Robertus. 1994. Ricin: Structure, mode of action and, some current applications. *The FASEB Journal*. Vol. 8. Pp 201-208.
- Lorenzo. C. Y. 2005. Evaluacion de insecticidas contra ninfas del psilido de la papa *Bactericera cockerelli* (sulc) en el cultivo de la papa *Solanum tuberosum*. Tesis de licenciatura. UAAAN. Saltillo, Coahuila. P.49. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro.
- Lorus, M. and Marguery, M. 1980. Field guide to North American insects and spiders. National Audubon Society. Alfred A. Knopf, New Cork. p 499.
- Luck, J., I.D. Campbell, R. Magarey, S. Isard, J.P. Aurambout, and K. Finlay. 2014. Climate change and plant biosecurity: Implications for policy. *The Handbook of Plant Biosecurity*. Springer. Netherlands. pp. 655-691.
- Luna, C. A. 2010. Toxicidad de cuatro insecticidas sobre *Tamarixia triozae* (Burks) (Hymenoptera: Eulophidae) y su hospedero *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae). Tesis de maestria. Colegio de postgraduados. 36 p.

- Luna-Cruz, A., Lomeli-Flores, J. R., Rodríguez-Leyva, E., Ortega-Arenas, L. D., & Huertade La Peña, A. (2011). Toxicidad de cuatro insecticidas sobre *Tamarixia triozae* (Burks)(Hymenoptera: Eulophidae) y su hospedero *Bactericera cockerelli* (Sulc)(Hemiptera: Triozidae). *Acta zoológica mexicana*, 27(3), 509-526.
- Maistre J. Las plantas de especias. Segunda ed. Barcelona: Editorial Blume; 2000.
- Malais, M. & Ravensberg, W. J., 1995 Conocer y reconocer. la biología de las plagas de invernadero y sus enemigos naturales, Koppert BV. Rotterdam. 109 pp.
- Mancebo, F; Hilje, L; Mora, GA; Salazar, R. 2000. Efecto de extractos vegetales sobre larvas de *Hypsipyla grandella*. Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica) 55 (1):1-5.
- Mandal, S. (2010). Exploración de las actividades de inhibición de la emergencia larvicida y adulta del extracto de semilla de *Ricinus communis* contra tres mosquitos vectores potenciales en Calcuta, India. *Asian Pacific Journal of Tropical Medicine* , 3 (8), 605-609.
- Marcic, D. 2003. The effects of clofentezine on life-table parameters in two-spotted spider mite *Tetranychus urticae*. *Experimental and Applied Acarology*, 30: 249-63.
- Mareggiani, G; Caffarini, P. 1995. *Tagetes patula* y materia orgánica en el contro del nematode agallador en ornamentales. *Gaceta Agronómica* 84:101-105.
- Mareggiani, G; Pelicano, A; Frascina,A; Bilotti, G; Gorosito, N ; Zipeto, G. 1996 . Actividad in vitro de productos naturales de origen vegetal sobre larvas de *Meloidogyne incognita* (Nematoda, Meloidogynidae).*Revta. Fac. Agron. (Argentina)* 16 (3):141-145.
- Mareggiani G; Leikach,S;Laner,P. 1998.Toxicidad de extractos que contienen metabolitos secundarios de distintos órganos de *Melia azedarach* al nematodo del nudo de la raíz. *Revta. Asoc. Latinoam. Fitopat.*33 (2):122-126.
- Mareggiani, G; Picollo, MI; Zerba, E; Burton, G; Tettamanzi, M C; Benedetti - Doc torovich, MOV; Veleiro, AS. 2000. Antifeedant activity of withanolides from *Salpichroa origanifolia* on *Musca domestica*. *Journal Nat.Prod.* 63(8):1113-1116.
- Marín, J. A.; Garzón, T. J. A.; Becerra, F. A.; Mejía, A. C.; Bujanos, M. R.; Byerly, M. K. F., 1995. “Ciclo biológico y morfología del salerillo *Paratrioza cockerelli* (Sulc.) (Homoptera: Psyllidae) vector de la enfermedad permanente del jitomate en el Bajío”. *Catie, Manejo Integrado de Plagas, Revista Técnica* No. 38, 25-32 p.
- Marín J.A. 2004. Biología, ecología e identificación de insectos vectores en cultivo de papa. Memoria de la XXI Semana Internacional del Parasitólogo: Simposium Punta Morada de la Papa, Saltillo, Coahuila, México. Pp 86-90.
- Marquini F. R., Guedes, N. C., Picanco, M. C. & Regazzi, A. J. 2002. Response of arthropods associated with the canopy of common beans subjected to imidacloprid spraying. *Journal of Applied Entomology*, 126: 550-556 *CropScience Journal* 61 (2): 245-278, Alemania, 2008.
- Martin, J.H., 1999. The whitefly fauna of Australia (Sternorrhyncha: Aleyrodidae): a taxonomic account and identification guide. Commonwealth Scientific and Industrial Research Organization, Canberra, Australia (CSIRO Entomology Technical Paper No.38), 197pp.
- Martin, J.H., Mifsud, D., Rapisarda, C., 2000. The whiteflies (Hemiptera: Aleyrodidae) of Europe and the Mediterranean basin. *Bull. Entomol. Res.* 90, 407–448.

- Martin, J. H. & Mound, L. A. 2007. An annotated check list of the world's whiteflies (Insecta: Hemiptera: Aleyrodidae). *Zootaxa*, 1492. 84 pp.
- Martínez L. 2009. Evaluación de la Biomasa como recurso energético en Cataluña, España. Tesis Doctoral. Universidad de Girona, España. Pp 217-229
- Mayela, P.; Echeverría, C.; Mora, U. 2010 Plan de acción ante la cercanía de paratrioza *Bactericera cockerellii* ulc. Servicio Fitosanitario del Estado. Ministerio de agricultura y ganadería. Costa Rica. Vol.45 p.4.
- Mazzani E. 2007. El Tártago: La planta, su importancia y usos. Revista Digital del Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias. Maracay Venezuela
- Medina, W. M. 2000. Plagas Y Enfermedades De Chiles Y Pimientos; Guía De Identificación.
- Metcalf, R. J. y Fint A. T. 1976. Insectos destructivos e insectos benéficos. Edit. Limusa. Barcelona, España. 980 p.
- Metcalf, R. L. 1989. Insect Resistance to Insecticides. *Pestic. Sci.* 26:333-358.
- Metzger, FW; Grant, DH. 1932. Repellency to the Japanese beetle of extracts made from plants immune to attack. *USDATech.Bull.*299.
- Millar, G., L., D.R. Millar, and R. W. Carson.2000. *Psylloidea*Wed page.
- Miller T. A. 1988. Mechanisms of resistance to pyrethroid insecticides. *Parasitology Today.* 4:13-5.
- Molina, J de D..Mairena, B. S., Aguilar, L. B. 2004. Guía MIP en el Cultivo de la Papa Instituto Nicaragüense de Tecnología Agropecuaria (INTA).
- Molina Padilla, J., Corrales Reynaga, J. A., Martínez, G., & Portillo, T. (2017). Evaluación del Efecto Ovicida de Spirotetramat y Flupyradifurone en *Bactericera cockerelli* Sulc (Hemiptera: Triozidae) en el Cultivo de Papa (*Solanum tuberosum* L.).
- Molinari, A. M., Gonsebatt, G., David, M. F., & Perotti, E. (2007). Mosca blanca (*Bemisia tabaci* Gennadius) en cultivos de soja. *Revista Soja, para mejorar la producción, EEA INTA Oliveros*, 36, 109-111.
- Morales, F.; Cardona, C.; Bueno J.; Rodríguez I. 2006. Manejo de integrado de enfermedades de plantas causadas por virus transmitidos por moscas blancas. CIAT, DFID Y Tropical White Fly IPM Project.
- Morales, F.; Cermeli M. 2001.Evaluación de la preferencia de la mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) en cinco cultivos agrícolas. *Entomotropica.* 16(2): 73-78.
- Monge, L. A. 1986. Manejo Racional de Insecticidas. Resistencia y rotación. Editorial tecnológica de Costa Rica. Cartago, Costa Rica. p. 74.
- Munyaneza J. E.; Crosslin J. M.; Lee I. M., 2007b. "Phytoplasma diseases and insect vectors in potatoes of the pacific northwest of the United States". *Bulletin of Insectology*, 60(2):181-182. En línea: [http://www.bulletinofinsectology.org/pdfarticles/vol60-2007-181\\_182munyaneza.pdf](http://www.bulletinofinsectology.org/pdfarticles/vol60-2007-181_182munyaneza.pdf).
- Mound, L.A., Halsey, S.H., 1978. Whitefly of the World: a Systematic Catalogue of the Aleyrodidae (Homoptera) with Host Plant and Natural Enemy Data. Wiley, New York, 340pp.

- Mazzani E. 2007. El Tártago: La planta, su importancia y usos. Revista Digital del Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias. Maracay Venezuela.
- Navajas, M., J. Lagnel, J. Gutierrez y P. Boursot. 1998. Species-wide homogeneity of nuclear ribosomal ITS2 sequences in the spider mite *Tetranychus urticae* contrasts with extensive mitochondrial CO1 polymorphism. *Heredity* 48: 742-752.
- Nauen, R.; T. Bretschneider; A. Elbert; R. Fischer; U. Reckmann; X. van Waetermeulen: «Biological and Mechanistic Considerations on the Mode of Action of Spirotetramat», 11th IUPAC Int. Congress of Pesticide Chemistry, 6-10 August 2006 in Kobe, Japan. Book of Abstracts (2), II-1-i-21C, 2006.
- Nauen, R.; U. Reckmann; J. Thomzik; W. Thielert: «Biological Profile of Spirotetramat (Movento), a New Two-Way Systemic (Ambimobile) Insecticide Against Sucking Pest Species», BayerNaveed Muhammad. 2006. Estrategias de gestión para *Bemisia tabaci* (Genadio) En algodón en el Punjab de Pakistán. Tesis doctoral, Universidad Bahauddin Zakariya, Multan.
- Nuez F. 1995. El cultivo De tomate. Ediciones Mundi-prensa. España.
- Ortega, A.C. 1987. Insect Pest of Maize: A Guide for Field Identification. CIMMYT, México, D.F., México.
- Ortega ALD. 2008. Las arvenses y su Interacción con las moscas blancas. En: moscas blancas: temas selectos sobre su manejo. México, D. F: Mundi Prensa México, S. A. de C.V. 19-27
- Owens, J.C., C.R. Ward, y G.L. Teetes. 1976. Current status of spider mites in corn and sorghum. Proc. 31st Annual and Sorghum Conf. (Chicago, II, USA), pp. 38-64.
- Palumbo, J. C., Horowitz, A. R., & Prabhaker, N. (2001). Insecticidal control and resistance management for *Bemisia tabaci*. *Crop protection*, 20(9), 739-765.
- Pavlista, A. D. 2002b. Leafhoppers. U. Nebraska Panhandle Research and Extension Center. Nebraska Potato Eyes Vol. (14): 4.
- Pavlista, A. D. 2002. Potato (tomato) psyllids. Nebraska Potato Eyes 14: 1-14.
- Page-Weir, E. M., L. Jamienson E., A. Chhangan, P Connolly G., and C. Curtis. 2011. Efficacy of Insecticides against the tomato/potato psyllid (*Bactericera cockerelli*). *New Zeland Plant Protec.* 64: 276-281.
- Pita R.; A. Anadón y M.R. Martínez. 2004. Ricina: Una fitotoxina de uso potencial como arma. *Revista de Toxicología. Asociación Española de Toxicología* Año/volumen 21, pp 50-63.
- Pletsch, D. J. 1947. The potato psyllid *Paratrioza cockerelli* (Sulc), its biology and control. *Montana Agric. Expt. Stn. Bull.* 446: 95 pp.
- Prager, S. M., Vindiola, B., Kund, G. S., Byrne, F. J., & Trumble, J. T. (2013). Considerations for the use of neonicotinoid pesticides in management of *Bactericera cockerelli* (Šulk) (Hemiptera: Triozidae). *Crop protection*, 54, 84-91.
- Quaintance, A.L., 1900. Contribution towards a monograph of the American Aleurodidae. US Dept. Agric., Tech. Ser., Bureau. Entomol. 8, 9-64.
- Quintero, C.; Rendón, F.; García, J.; Cardona, C.; López-Ávila, A.; Hernández, P. 2001. Especies y biotipos de moscas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) en cultivos

- semestrales de Colombia y Ecuador. *Revista Colombiana de Entomología* 27 (1-2): 27-31.
- Raffauf, R. R. 1970. *A handbook of alkaloids and alkaloid containing plants*. John Wiley and Sons Inc. Pp 453.
- Ramírez, G. M. 1996. Evaluación de insecticidas para el control químico de la mosquita blanca *Bemisia tabaci* Genadius y *Bemisia argentifolii* Bellows and Perring (Homoptera – Aleyrodidae) en el cultivo de algodón en la Comarca Lagunera. Tesis profesional. Universidad Autónoma de Chapingo. Bermejillo Durango, México. 44 p.
- Rebek EJ, Sadof CS (2003) Effects of pesticide applications on the *Euonymus scale* (Homoptera: Diaspididae) and its parasitoid, *Encarsia citrina* (Hymenoptera: Aphelinidae). *J. Econ. Entomol.* 96: 446-452.
- Richards, B., L.1927. A new and destructive disease of the potato in Utah and its relation to the potato psyllid. *Proc. Potatoassoc. Amer.* 14:94.
- Rifo, V. (2013). Actividad enzimática y susceptibilidad a cartap y abamectina en poblaciones de campo de Tuta absoluta (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae). (Tesis de Grado). Universidad Austral. Chile.
- Rivera, R. I. 1992. Toxicidad de extractos acuosos vegetales en larvas de *Aedes aegypti* (L.) (Diptera: Culicidae). Tesis de Licenciatura. UACH. Chapingo, México. 47 p.
- Rivera, J. F. 2002. *El Cultivo de la Papa (Solanum tuberosum L.) en Guatemala*. Primera Edición. Instituto de Ciencia y Tecnología Agrícolas. ICTA. Guatemala.
- Rodríguez Hernández, C. 1982. Búsqueda de plantas nativas del Estado de México con propiedades tóxicas contra gusano cogollero del maíz *Spodoptera frugiperda* J.E.Smith y mosquito casero *Culex quinquefasciatus* S a y. Te s i s. México, Univ. Autónoma de Chapingo.
- Rodríguez Hernández, C; Lagunes T, A; Domínguez R, R. 1982. Búsqueda de plantas nativas del estado de México con propiedades tóxicas contra gusano cogollero, *Spodoptera frugiperda* J.E.Smith, y mosquito casero *Culex quinquefasciatus* Say. *Revista Chapingo (México)* 7 (37-38): 35-39
- Rodríguez Hernández, C. 1986. Actividad tóxica de *Cestrum* s p p. (Solanaceae) en larvas de mosquito casero *Culex quinquefasciatus* S a y. ( D i p t e r a : C u l i c i d a e ) . Tesis MSc. Chapingo, Mexico, Colegio de Postgraduados. 83 p.
- Román, E. 2007. Mosca blanca. Recopilación del fondo algodonero. Colombia. 11p.
- Rubio-Piña, J., y Vázquez-Flota, F. (2013). Aplicaciones farmacéuticas de los alcaloides de la bencilisoquinolina de *Argemone mexicana* L. *Temas actuales en química médica* , 13 (17), 2200-2207
- SAGARPA. 2002. Norma Oficial Mexicana NOM-081-FITO-2001. Manejo y eliminación de focos de infestación de plagas, mediante el establecimiento o reordenamiento de fechas de siembra, cosecha y destrucción de residuos. (Consultada el 10 Noviembre de 2015).
- Samayoa M. 2007. Manual Técnico del Higuerillo. Ministerio de agricultura y ganadería El Salvador C.A. Centro Nacional de Tecnología Agropecuaria y Forestal, CENTA. Programa Agroindustrial.

- Secretaría De Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca Y Alimentación 2011. Norma Oficial Mexicana NOM-081-FITO-2001, Manejo y eliminación de focos de infestación de plagas, mediante el establecimiento o reordenamiento de fechas de siembra, cosecha y destrucción de residuos
- SAGARPA (Secretaría de Agricultura, Ganadería, Pesca y Alimentación). 2001. Servicio Nacional de Sanidad Inocuidad y Calidad Agroalimentaria. Norma Oficial Mexicana NOM-081-FITO-2001, Manejo y eliminación de focos de infestación de plagas, mediante el establecimiento o reordenamiento de fechas de siembra, cosecha y destrucción de residuos. <http://web2.senasica.sagarpa.gob.mx/xportal/nom/noms/Doc88/NOM-081-FITO2001DOF.doc> (fecha de consulta: mayo 10, 2007)
- Saito, Y. 1983. The concept of "life types" in Tetranychinae. An attempt of classify the spinning behaviour of Tetranychinae. *Acarologia*, 24: 377-391.
- Sánchez, F.V., J.A.W. Gimán and I.P. Ting. 1979. Morphological responses of strawberry leaves to infestations of twospotted spider mite. *J. Econ. Entomol.* 72: 710-713.
- Sánchez, G. F. 1994. Control Biológico de Plagas en Invernadero. Agrogúías Mundi Prensa. Pp 17-21.
- Salas, J. 2004. Evaluación de prácticas agrícolas para el manejo de *Bemisia tabaci* en tomate. Manejo Integrado de Plagas y Agroecología (Costa Rica) No. 71 p.34-40
- Scherry R. Plantas útiles del Hombre. Séptima ed. Barcelona: Salvat Editores S.A; 2000.
- Slama, K; Williams, CM. 1965. Juvenile hormone activity for the bug. *Proc. Natl. Acad. Sci. U.S.A.* 54:411-414.
- Sosa, ME; Tonn, CE; Guerreiro, E; Giordano, OS. 1995. Toxicidad de lactonas sesquiterpénicas sobre larvas de *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae). *Revista. Soc. Entom. Arg.* 54 (1-4): 83-88.
- Sosa, ME; Guerreiro, E; Giordano, OS; Tonn, CE. 1998. Bioactividad de flavonoides sobre larvas de *Tenebrio molitor* L. (Coleoptera: Tenebrionidae). *Resúm. IV Cong. Arg. Entom.* p. 253.
- Stumpf N. and R. Nauen. 2001. Resistance mechanisms to mitochondrial electron transport inhibitors in a field-collected strain of *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae). *J. Econ. Entomol.* 94: 1577-1583.
- Stumpf, N., and R. Nauen. 2002. Biochemical markers linked to abamectin resistance in *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae). *Pestic. Biochem. Physiol.*
- Sulc, K. 1909. *Trioza cockerelli* n.sp., a novelty from North America, being also of economic importance. *Acta Society Entomologia Bohemiae* 6: 102-108.
- Sawicki R. M. Farnham A. W. 1968. Genetics of resistance to insecticides in the Ska strain of *Musca domestica*. Location and isolation of the factors of resistance to dieldrin. *Entomologica Experientia Applicata.* 11:133-42.
- Smith, H. A., Nagle, C. A., MacVean, C. A., & McKenzie, C. L. (2016). Susceptibility of *Bemisia tabaci* MEAM1 (Hemiptera: Aleyrodidae) to imidacloprid, thiamethoxam, dinotefuran and flupyradifurone in south Florida. *Insects*, 7(4), 57.
- Takafuji, A. & M. Kamibayashi. 1984. Life cycle of a non-diapausing population of the two spotted spider mite, *Tetranychus urticae* Koch in a pear orchard. *Research on Population Ecology* (Kyoto), 26: 113-123.

- Takematsu, A. P., Filho, N. S., M. F. de Souza Filho, and M. E. Sato. 1994. Sensibilidad de *Tetranychus urticae* (Koch, 1836) proveniente de roseira (*Rosa sp.*) de Holambra-SP a algunos acaricidas. Rev. Agric. (Piracicaba) 69(2):129-137.
- Teliz, O.D y J. Castro. 1973. El cultivo de la fresa en México. Folleto de Divulgación No.48, INIA: SAG
- Triplehorn, C. A., and N. F. Johnson. 2005. Borror and De Long's introduction to the study of insects. Thomson Brooks/Cole. 7 th ed. EUA. 864 p.
- Trumble, J. T. 1990. Vegetable insect control with minimal use of insecticides. Hort-Science 25: 159-164
- Trumble, J. 2006. The Tomato Psyllid: a new problem on Fresh Market Tomatoes in California and Baja Mexico. University of California. Riverside. Department of Entomology. <http://ucce.ucdavis.edu/counties/countyadmin/printedprogpageshow.cfm?pagenum=6056&progkey=1727>.
- Torres-Pacheco, I; Garzón-Tiznado, JA; Brown, JK; Becerra-Flora, A; RiveraBustamante, RF. 1996. Detection and distribution of geminiviruses in Mexico and the southern United States. Phytopathology 86:1186-1192.
- Tuttle, M.D., E. W. Baker and J.M. Abbatiello. 1976. Spider mites of México (Acari: Tetranychidae). Internacional Journal of Acarology. 2 ( 2 ). P.O. Box. 9096. Oak Park. Michigan. 48237 U. S. A. 109 p.
- Tuttle D. M and E.W Baker 1986. Spider Mites of southwestern United States and revision of the family Tetranychidae. The University Arizona Press. Pp 129.
- Twine, P. H. and Reynolds H. T. 1980. Relative susceptibility and resistance of the tobacco budworm to methyl parathion and synthetic pyrethroids in southern California. J. Econ. Entomol. 73: 339- 242.
- Universidad Nacional Agraria. 2000. Producción y Uso de Hongos Entomopatógenos para el control de plagas agrícolas. Managua, Nicaragua. En prensa. 49 p.
- Universidad Veracruzana. La canela. 2010. Jalapa Veracruz. DIPROCAFE. [En línea] Consultado el 20 de febrero de 2011. Disponible en: [http://www.diprocafe.org.mx/libros\\_electronicos/canela/xuwa\\_canela.pdf](http://www.diprocafe.org.mx/libros_electronicos/canela/xuwa_canela.pdf)
- Upasani SM, Kotkar HM, Mendki PS, Maheshwari VL. Partial characterization and insecticidal properties of *Ricinus communis* L. foliage flavonoides. Pest Management Sc 2003; 59: 1349-54.
- Valladares, G; Defago, MT; Palacios, S; Carpinella, MC. 1997. Laboratory evaluation of *Melia azedarach* (Meliaceae) extracts against the elm leaf beetle (Coleoptera: Chrysomelidae). Journ.Econ.Entom.90 (3):747-750.
- Van Lenteren, J.C.; Noldus, P.J.J. 1990. Whitefly relationships: behavioural and ecological aspects. In: Whiteflies: Their Bionomics, Pest Status and Management. Department of Entomology, Agricultural University Wageningen, Netherlands, pp. 47–89.
- Van Waetermeulen, X., Brück, E., Elbert, A., Fischer, R., Krueger, S., Kühnhold, J., Nauen, R., Niebes, J.-F., Reckmann, U., Schnorbach, H.-J., Steffens, R. (2007): Spirotetramat, an innovative fully systemic insecticide for sucking insect pest control in agriculture: biological profile and field performance Proceedings of the XVI International Plant Protection Congress 1, 60-67.

- Vargas, R. 1996. Resistencia a pesticidas de plagas agrícolas. Tierra Adentro N°. 8. Mayo-Junio. Pp. 50-52.
- Vázquez, L. 2004. Lista de moscas blancas (Hemiptera: Auchenorrhyncha: Aleyrodidae) y sus plantas hospedantes en el Caribe. Fitosanidad, vol. 8, núm. 4: 7-18.
- Vega, G.; Rodríguez, M.; Díaz, G.; Bujanos, M.; Mota, S.; Martínez, C.; Lagunes, T.; Garzón, T. 2008 Susceptibilidad a insecticidas en dos poblaciones mexicanas del salerillo, *Bactericera cockerelli* (sulc) (Hemiptera: Triozidae) Agrociencia, Vol. 32. No.4.Pp.463-471.
- Vega, G. M. T., J. C. Rodríguez M., O. Díaz G, R. Bujanos M, D. Mota S, J. L. Martínez C, A. Lagunes T., y A. Garzón, T. 2008. Susceptibilidad a insecticidas en dos poblaciones mexicanas del salerillo, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (HEMIPTERA: TRIOZIDAE). Agrociencia 42: 463-471.
- Velasco, H y F. Pacheco.1968. Biología, morfología y evaluación tóxica de acaricidas en la araña roja de la fresa, *Tetranychus urticae* L. Agrociencia. 3 (1): 43-53.
- Vera, J. Prado E. Lagunes, A. 1980 Ácaros fitófagos. UACH: México. 125 pp.
- Vibrans, H. 2009. Malezas de México. CONABIO. *Argemone mexicana*. Consultado en julio de 2016 en: <http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/papaveraceae/argemonemexicana/fichas/ficha.htm>
- Villarreal, Q.J. 1983. Malezas de Buenavista Coahuila.1ra ed. 269p
- Villaseñor J. L. & Espinosa F. 1998. Catálogo de malezas de México. Universidad Nacional Autónoma de México. Consejo Nacional Consultivo Fitosanitario. Fondo de Cultura Económica. México, D.F.
- Villegas, S., Rodríguez, C., Anaya, S., Sánchez, H., Hernández, J., & Bujanos, R. (2010). Resistencia a acaricidas en *Tetranychus urticae* (Koch) asociado al cultivo de fresa en Zamora, Michoacán, México. Agrociencia, 44(1), 75-81.
- Wallis, R.L. 1951. Potato psyllid selection of host plants. J. Econ. Entomol. 44: 815- 817.
- Wallis, R. L. 1955. Ecological studies on the potato psyllid as a pest of potatoes. USDA Tech. Bull. 1107: 25.
- Wilkinson, C.F. 1983. Role of mixed-funtion oxidases in insecticide resistance. En: Georghiou, G.P. and T. Saito (eds.). Pest Resistance to Pesticides. Plenum Press. New York. pp. 175-205.
- Yañes, A. G. 1989. Respuesta de 6 Variedades de crisantemo (*Crisanthemum morifolium* Ramat) al ataque de araña roja (*Tetranychus urticae* Koch). Departamento de Parasitología Agrícola UACH. Chapingo, México.
- Zhao, J. Z.; Bishop, B. A. and Grafius, E. J. 2000. Inheritance and Synergism of Resistance to Imidacloprid in the Colorado potato beetle (Coleoptera: Chrysomelidae). J. Eco. Entomol. 93(5):1508-1514.
- Zhang, Z.Q. 2003. Mites of Greenhouses. Identification, Biology and Control. CABI Publishing. (Eds.), 235 p.
- Zhag, Z.Q. y J.P. Sanderson. 1995. Two spotted spider mite (Acari: Tetranychidae) and *Phytoseiulus persimilis* (Acari: Phytoseiidae) on greenhouse roses: distribution and predator efficacy. J. Econ. Entomol. 88(2):352-357.

ZUÑIGASAMANO, J. A. (2006). Tesis de licenciatura uaaan. Estatus fitosanitario de mosca blanca (hemiptera: aleyrodidae) en catorce municipios del estado de puebla.