

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA



Evaluación de Aceites Minerales Solos y en Mezclas con Diazinon Para el
Control de Insectos Chupadores

Por:

CLAUDIA FIDELA DUARTE MARTÍNEZ

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

Saltillo, Coahuila, México

Mayo de 2017

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA

Evaluación de Aceites Minerales Solos y en Mezclas con Diazinon Para el
Control de Insectos Chupadores

Por:

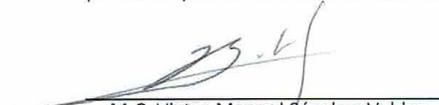
CLAUDIA FIDELA DUARTE MARTÍNEZ

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

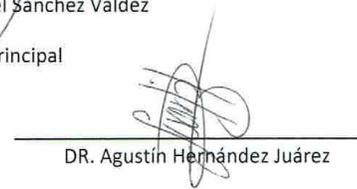
Aprobada por el Comité de Asesoría:


M.C. Víctor Manuel Sánchez Valdez

Asesor Principal


DR. Gabriel Gallegos Morales

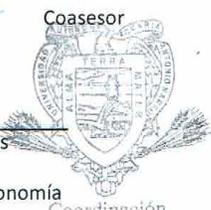
Coasesor


DR. Agustín Hernández Juárez

Coasesor


DR. Gabriel Gallegos Morales

Coordinador de la División de Agronomía


Coordinación
División de Agronomía

Saltillo, Coahuila, México

Junio de 2017

AGRADECIMIENTOS

A mi asesor el M.C. Víctor Manuel Sánchez Valdez por todo el apoyo que me brindo desde el primer día, por orientarme tanto académicamente y profesionalmente.

Al Sr. Juan Villanueva propietario de la empresa Abastecedora de Lubricantes y Productos Industriales ALPISA, por proporcionarnos los materiales para realizar la investigación.

Al Dr. Gabriel Gallegos Morales, el Dr. Agustín Hernández Juárez y el M.C. Luis Rodríguez Gutiérrez, por asesorarme en los procesos de la tesis y guiarme desinteresadamente en poder concluir este proyecto.

A la UAAAN por permitirme ser parte de una gran universidad y poder formarme académicamente con los valores e ideales de esta gran casa de agricultura, el poder considerarme “Narro”.

Al H. Cuerpo de Bomberos Matehuala, por ser una parte esencial para mi formación y mi persona por medio de sus valores institucionales, como lo son el honor, abnegación y disciplina.

A Asunción Montante por ser un gran apoyo en toda mi carrera darme aliento y ayudarme en cada situación que se me presentó, por ser un gran amigo a pesar de los años y siempre estar para todos sus hijos.

A mis amigos, porque en todos estos años de la carrera fueron como mi familia, así estuvieran conmigo o a distancias, sobre todo agradezco el apoyo de Silvia de León y a sus papas, por ser como una familia para mi la mayor parte de la carrera, en verdad no sé como agradecerles tanto, a Rubi y Abi que fueron cómplices en muchas aventuras y locuras que se quedaron por siempre.

DEDICATORIA

A mis padres Claudia Martínez López y Fidel Duarte Rodríguez, con gratitud, respeto y amor, por brindarme su apoyo, confianza y darme la oportunidad de tener una formación profesional por que en cada ayuda que me dieron parte de su corazón porque sin importar las inclemencias me dieron aprendizaje y una esperanza de sobrevivir.

A mis hermanos, Nohemí, Miguel Angel y Emanuel por alegrar mis días todo el tiempo que estado con ellos y cada situación que hemos vivido juntos a lo largo de nuestra vida.

A Dios por permitirme el poder concluir esta etapa de mi vida y darme la fuerza para siempre seguir adelante.

ÍNDICE DE CONTENIDO

ÍNDICE DE CONTENIDO	v
ÍNDICE DE TABLAS	vii
ÍNDICE DE FIGURAS	viii
RESUMEN.....	ix
INTRODUCCIÓN.....	1
REVISIÓN DE LITERATURA	3
Antecedentes de los aceites minerales	3
Composición de los Aceites Minerales	4
Tipos de aceites	4
Modo de acción	5
Composiciones de los Plaguicidas	6
Benevia®	6
Modo de acción	6
Diazinón 25% C.E.	7
Antecedentes.....	7
Modo de acción	8
Descripción de las especies bajo estudio	9
Escama de San José <i>Quadraspidiotus perniciosus</i> (Comstock) (Hemiptera: Diaspididae).....	10
Origen y Distribucion.....	10
Importancia Economica.....	10
Ubicación Taxonómica.....	10
Descripción Morfológica.....	11
Biología y Ciclo de Vida	14
Daños	15
Plantas Hospederas.....	15
Estrategias de Manejo.....	16
Control cultural.....	16
Control químico.....	16
Control biológico	17
Acaro de dos manchas <i>Tetranychus urticae</i> (Koch) (Acari: Tetranychidae)	17
Origen y Distribución	17
Ubicación Taxonómica	17
Importancia Económica.....	18
Descripción Morfológica	18
Biología y Ciclo de vida	20
Daños	21
Plantas Hospederas.....	22
Estrategias de Manejo.....	23
Control cultural.....	23
Control químico.....	23
Control biológico	23
Mosquita blanca <i>Bemisia tabaci</i> (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae)	24
Origen y Distribucion.....	24
Importancia Económica.....	24
Ubicación Taxonómica.....	25
Descripción Morfológica.....	25
Biología y Ciclo de vida	26

Daños	27
Plantas Hospederas.....	28
Estrategias de Manejo.....	28
Control cultural.....	28
Control químico.....	29
Control biológico	29
Control Legal.....	30
<i>Bactericera cockerelli</i> (Sulc) (Hemiptera: Psyllidae).....	30
Origen y Distribución.....	30
Importancia Económica.....	31
Ubicación Taxonómica.....	32
Descripción Morfológica.....	32
Biología y Ciclo de vida.....	34
Daños	35
Amarillamiento por el psílido.....	36
Candidatus Liberibacter solanacearum.....	36
Permanente del tomate	37
Punta morada de la papa	37
Zebra chip	37
Plantas Hospederas.....	37
Estrategias de Manejo.....	38
Control cultural.....	38
Control químico.....	38
Control biológico	39
Control legal.....	39
MATERIALES Y MÉTODOS	40
Diseño Experimental y Análisis Estadístico	434
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	445
Ensayo 1: Eficiencia de los tratamientos sobre poblaciones de escama de San José (<i>Q. perniciosus</i>)	445
Ensayo 2: Eficiencia de los tratamientos sobre diversos estadios de ácaro de dos manchas (<i>T. urticae</i>).....	489
Ensayo 3: Eficiencia de los tratamientos sobre estadios de huevecillos y ninfas de mosquita blanca (<i>B. tabaci</i>)	50
Ensayo 4: Eficiencia de los tratamientos sobre los estadios de huevecillos y ninfas de paratrioza (<i>B. cockerelli</i>)	523
CONCLUSIÓN	545
LITERATURA CITADA	¡Error! Marcador no definido.6
ANEXOS	678

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla. 1. Tratamientos a evaluar para el control de escama de San José y el ácaro de dos manchas.....	41
Tabla. 2. Tratamientos a evaluar para el control de mosquita blanca y paratrioza.....	42
Tabla. 3. Promedios de la mortalidad de escama San José en hembras, machos y población en conjunto a las 24 y 48 horas de aplicación.....	46
Tabla. 4. Promedios de la mortalidad de diversos estadios de arañita roja a las 24 y 48 horas de aplicación.....	49
Tabla. 5. Promedios de la mortalidad de diversos estadios de mosquita blanca 24 y 48 horas de aplicación.....	52
Tabla.6. Promedios de la mortalidad sobre diversos estadios de paratrioza a las 24 y 48 horas de aplicación.....	53

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1.- 3-bromo-1-(3-cloro-2-piridil)-4-ciano-2-metil-6-(metilcarbamoil) pirazol 5-carboxanilida (Equivalente a 100 g. de i.a / L) (Nombre IUPAC).....	6
Figura 2.- Modo de acción de BENEVIA® modificando los receptores de Rianodina.....	7
Figura 3.- DIAZINON: 0,0-Dietil 0-(2-isopropil-6-metil-4—pirimidinil) fosforotioato (equivalente a 232 g de l.a/L). (Nombre IUPAC).....	8
Figura 4.- Diagrama del proceso de los canales de acetilcolinesterasa.....	9
Figura 5.- Cubierta dorsal de <i>Q. perniciosus</i> . A) Gorrita blanca, B) Gorrita negra, C) Ninfa II hembra D) Hembra adulta, C') Ninfa II macho, D') Prepupoides, E) Pupoide.....	12
Figura 6.- Desarrollo de la “escama San José” <i>Quadraspidiatus perniciosus</i>	13
Figura 7.- Ciclo de vida de la escama San José (González, 1981).....	15
Figura 8.- Daños directos e indirectos ocasionados por la escama de San José.....	16
Figura 9.- Estadios de arañita roja o arañita de las dos manchas (<i>T. urticae</i>).....	20
Figura 10-11.-Ciclo de vida y fases de desarrollo de <i>T. urticae</i>	21
Figura 12.- Daños ocasionados al follaje producidos por <i>T. urticae</i>	22
Figura 13.- Morfología de los estadios y ciclo de vida de <i>B. tabaci</i>	27
Figura 14.- Principales daños ocasionados por mosquita blanca (<i>B. tabaci</i>).....	28
Figura 15.- Morfología de <i>B. cockerelli</i> a) adultos. b) adultos copulando. c) huevecillos. d) instares ninfales de <i>B. cockerelli</i>	34
Figura 16.- Ciclo de vida de <i>B. cockerelli</i>	35
Figura 17.- Daños directos e indirectos ocasionados por <i>B. cockerelli</i>	36

RESUMEN

Este estudio se realizó el presente estudio con la finalidad de evaluar la eficacia de dos aceites minerales (Tecno oil 100 EW y Tecno Agro 8010 EW al 0.2% y 2%) solos y en mezclas con Diazinón 25% C.E. (1.5 L•ha), además del Benevia (1 L•ha), para investigar el potencial insecticida por medio de una aplicación tópica de manera directa, sobre escama de san José (*Q. perniciosus*), acaro de dos manchas (*T. urticae*), mosquita blanca (*B. tabaci*) y paratrioza (*B. cockerelli*), bajo condiciones de laboratorio en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Se encontró que los aceites minerales al 2% son mas efectivos sobre los estadios de huevecillos, de mosca blanca y paratrioza, presentando un alto porcentaje de mortalidad, favorables de las mezclas con insecticidas; sin embargo, ninguno de los tratamientos al 0.2% afectan este estadio de huevecillos. El tratamiento con mayor eficiencia fueron las mezclas con Diazinón, alcanzando niveles de eficacia de 96-100 %, los ensayos con aceites minerales solos (0.2% y 2 %) tuvieron un efecto sobre ninfas similar a los obtenidos por Benevia mostrando porcentajes de control de 90-100 %, por lo que los aceites minerales pueden ser una alternativa interesante a los acaricidas e insecticidas ya que muestran un gran potencial para control en condiciones de laboratorio.

Palabras clave: Aceites minerales, plagas, efectividad.

Abstract

This study was carried out this study in order to evaluate the efficacy of two mineral oils (Tecnoil Tecno oil 100 EW and Tecno Agro 8010 EW at 0.2% and 2%) alone and in mixtures with 25% Diazinon C.E. (1.5 L•ha), besides the Benevia (1 L•ha), to investigate the insecticide potential through a topical application of direct way, on Flake from san Jose (*Q. perniciosus*) , of two-spotted mite (*T. urticae*), whitefly (*B. tabaci*) and paratrioza (*B. cockerelli*), under conditions of laboratory at the Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Was found that 2% mineral oils are more effective on the eggs of white fly and paratrioza stadiums, presenting a high percentage of mortality, favorable of mixtures with insecticides; However, none of the treatments at 0.2% affect this stage of eggs. Treatment with greater efficiency were mixtures with Diazinon, reaching efficiency levels of 96-100%, the trials with single mineral oils (0.2% and 2%) had an impact on nymphs similar to those obtained by Benevia showing percentages of 90-100% control, so that oils mineral can be an interesting to the acaricide and insecticide alternative since they show a great potential for control in laboratory conditions.

Key words: mineral oils, plagues, effectiveness.

INTRODUCCIÓN

A lo largo de la historia en la agricultura, el hombre ha tenido que enfrentar con diversas dificultades, como nutrición, variedades y principalmente por causa de la presencia de organismos plaga, tiempo durante el cual se ha experimentado con múltiples sustancias en busca de minimizar o controlar la presencia de estos organismos. La aplicación de plaguicidas ha traído como consecuente el aumento de aplicaciones, que además de convertirse en aumento de gastos económicos, resistencia y daño al medio ambiente, está en su mayoría en oposición a la protección de cultivos. Desde sus primeras apariciones, se han analizado múltiples repercusiones por su uso, entre ellas, daños a la salud como al medio ambiental, habiendo daños irreversibles, así como presencia y acumulación en alimentos, agua potable y su alta persistencia (ONU, 2003; FAO, 2006).

En la actualidad se buscan diversas alternativas, las cuales no perjudiquen el entorno, con producción de calidad y altos rendimientos, pero de una manera ecológica, reduciendo la aplicación de productos químicos. El adoptar alternativas ecológicas, se busca eliminar los peligros como: alteración del equilibrio dinámico de los ecosistemas terrestres y acuáticos, acumulación de residuos tóxicos, eliminar el daño de muerte a seres humanos y animales por intoxicación directa o por alimentos con residuos, nuevas plagas potenciales y el incremento a los costos de producción (Hernández *et. al.*, 2000; Reyes *et. al.*, 2000; Rodríguez, 2000; Soto *et. al.*, 2000).

Por otro lado, se debe tener un óptimo control de plagas de amplio potencial biótico de muchas especies de importancia, debido a su elevada reproducción, extensa distribución, por ser portadores de virus y amplia gama de hospederos que se consideran de vital importancia por las pérdidas enormes que pueden llegar a ocasionar (Hernández *et. al.*, 2000).

El empleo de métodos ecológicos alternativos al control tradicional, equivale a un entorno más sano para la salud humana, plantas, animales e insectos. Entre los productos alternativos a los plaguicidas y que desde hace años se han utilizado para el control de plagas, se encuentran los aceites minerales (Larral, 2009; Greenpeace, 2017).

Los aceites minerales tienen un bajo impacto ambiental, lo cual para una agricultura más ecológica, es aceptable sin inconvenientes en el programa de producción de cultivos, de tal modo que se reduce el uso de agroquímicos paulatinamente, dando lugar a una forma de producción más sustentable. El uso de los aceites minerales tiene varias ventajas sobre los productos tradicionales, como son su baja toxicidad para vertebrados, compatibilidad con la fauna benéfica, compatibilidad con productos convencionales, además de poderse aplicar en varias épocas del año (Porcuna, 2011).

Entre las investigaciones realizadas con aceites minerales además de las propiedades insecticidas, se le han atribuido acciones fungicidas, así como prevención contra enfermedades virosas, principalmente en virus no persistentes transmitidos por homópteros como áfidos, y psilidos e insectos tisanopteros (trips) (Davidson *et. al.*, 1991).

Se han observado desde hace tiempo múltiples daños por el uso indiscriminado de sustancias dañinas, que han ido perjudicando la salud y el planeta, por lo cual se requieren estrategias de control menos dañinas; motivo por el cual el objetivo de esta investigación es evaluar el efecto de aceites minerales aplicados solos y en mezcla de Diazinón para el control de diversas plagas chupadoras.

REVISIÓN DE LITERATURA

Antecedentes de los aceites minerales

Los aceites minerales que se derivan del petróleo tienen un gran efecto biocida que se ha utilizado y aprovechado desde la antigüedad para diferentes funciones, principalmente en el control de plagas en diversos cultivos (Hernández *et al.*, 2002).

El uso de aceites minerales para el control de plagas tiene más de 100 años, a lo largo de esos años, se ha evaluado su efecto sobre organismos, fitotoxicidad en los cultivos, beneficios aplicables al control de plagas y espectro de acción sobre las plagas (Willett y Westigard, 1996).

El uso de derivados del petróleo como insecticida para el control de plagas se remonta al año 1878 por A. J. Cook, el cual parece haber sido utilizado por primera vez en forma de queroseno (Ebeling, 1951; Herrera, 1961), el cual es un líquido inflamable a base de una mezcla de hidrocarburos, insoluble al agua y se obtiene a partir de la destilación del petróleo. Cook preparó una emulsión a base de keroseno y jabón para el combate de queresas y áfidos; práctica que posteriormente se desplazó por tratarse de una mezcla altamente penetrante en las plantas, muy ligera y con gran índice de volatilización (Losada, 1948; Herrera, 1961).

Por otra parte, los aceites han sido citados en numerosos trabajos, como agentes capaces de reducir la transmisión de diversas virosis vegetales por sus insectos vectores. De igual modo, se han demostrado propiedades fungicidas y fungistáticas que pueden ser de gran utilidad para la prevención y el control de enfermedades (Allen *et al.*, 1993; Bradley, 1966; Migliori *et al.*, 1998; Simons y Zitter, 1980).

Composición de los Aceites Minerales

El petróleo crudo es una mezcla de hidrocarburos, de acuerdo a su composición, se reconoce que hay 3 tipos de petróleo: 1. De base parafínica, 2. De base nafténica, 3. Mezcla de ambas bases. Los aceites agrícolas pueden prepararse a partir de los tres tipos de petróleo. Destilando en forma gradual los productos de mayor punto de destilación, tales como la gasolina, queroseno, aceites combustibles y finalmente la fracción de los lubricantes (Fernández *et al.*, 1961).

De todas las fracciones, los lubricantes son empleados en la producción de los aceites agrícolas (Fernández *et al.*, 1961). Los aceites minerales debido a su baja toxicidad y ser respetuosos con el medio ambiente por su poca prevalencia, son productos considerados para la aplicación en la agricultura ecológica (Simon y Zitter, 1980). Tecno Oil 100 EW, es un producto compensador de frío, y a la vez sirve para combatir plagas desde los huevecillos, larvas, capullos de mariposa y otras en más de un 80%. Tecno Agro 8010 EW, producto que vino a sustituir la Citrolina con más ventajas ya que la Citrolina dura de 5 a 7 días en el árbol y el Tecno Agro 8010 EW dura de 10 a 20 días, también sirve en el combate de plagas (cita).

Tipos de aceites

Un aceite mineral está formado por hidrocarburos saturados y no saturados. Los hidrocarburos saturados: Son estables al oxígeno, luz, temperatura, resultando no ser fitotóxicos y de acción insecticida baja (Hidrocarburos parafínicos y naftalénicos). Hidrocarburos no saturados: Son muy inestables, siendo muy fitotóxicos y a la vez con elevado poder insecticida. Son más viscosos (Hidrocarburos olefínicos y aromáticos) (Porcuna, 2011b).

En la actualidad los aceites minerales se comercializan de dos tipos, aceites de invierno, más viscosos y con mayor proporción de hidrocarburos no saturados lo que les confiere mayor fitotoxicidad y aceite de verano, menos viscosos y con bajas proporciones de hidrocarburos saturados (Hernández *et. al.*, 2002)

Modo de acción

Los aceites minerales actúan principalmente por contacto, recubriendo el cuerpo del insecto o los estigmas de los ácaros, y su muerte se produce por asfixia al impedirle el intercambio gaseoso (Davidson *et. al.*, 1991). Produce una capa impermeable sobre el insecto o en zonas donde se encuentra protegido envolviendo al insecto en una película continua de aceite, lo que interfiere la respiración al fluir el aceite dentro de la tráquea y tapanla, causando finalmente la muerte (Chapman, 1952; Quintanilla, 1994).

Existen varias teorías; las cuales mencionan que a través del tegumento del insecto, el aceite mineral se pone en contacto con las ramificaciones del sistema nervioso, provocando una parálisis, seguida de la muerte, por lo cual se cree que tendrían también un efecto tóxico (Chapman, 1952). Por otro lado tiene un efecto coadyuvante combinado con otros productos al aumentar la adherencia de los mismos (Porcuna, 2011b).

Los aceites tienen también un efecto ovicida, al bloquear el desarrollo de los huevos al impedir el intercambio gaseoso. Además de matar los individuos, la película de aceite en la planta, interfiere con el establecimiento exitoso de insectos jóvenes que pueden eclosionar días después de la aplicación. No hay indicación del desarrollo de resistencia a pesar de que estos productos se vienen usando extensivamente desde hace años (Ebeling, 1959; Porcuna, 2011b).

Composiciones de los Plaguicidas

Benevia®

En el año de 2012 la compañía DUPONT® lanzo un innovador ingrediente activo Ciantraniliprole en una dispersión en aceite (Fig. 1), con un modo de acción a nivel muscular; este provoca el cese de la alimentación de plagas y reducción del daño al cultivo desde el momento del trasplante (DUPONT, 2013).

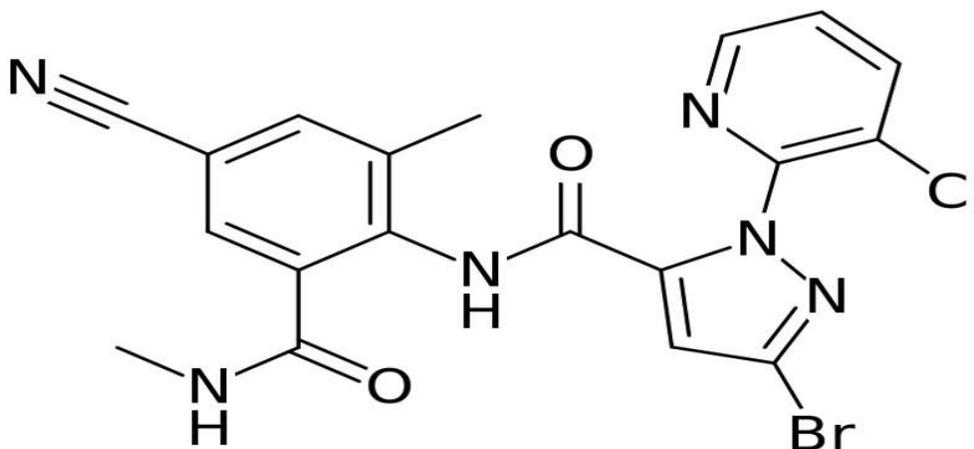


Figura 1.- 3-bromo-1-(3-cloro-2-piridil)-4-ciano-2-metil-6-(metilcarbamoil) pirazol-5-carboxanilida (Equivalente a 100 g. de i.a / L). (Nombre IUPAC).

Modo de acción

El insecticida agrícola Benevia® pertenece al grupo de insecticidas de las diamidas antranílicas, con un modo de acción que actúa en los receptores de Rianodina ejerciendo un papel crítico en la función muscular (DUPONT, 2013).

La contracción de las células musculares requiere la liberación regulada de calcio desde las reservas internas hacia el citoplasma celular. Los receptores de Rianodina actúan a modo de canales de iones modulando la liberación del calcio, el insecticida se fija a los receptores de Rianodina, lo que provoca una liberación descontrolada de calcio y por consiguiente, el agotamiento de las reservas, lo que a su vez impide la contracción muscular (Fig. 2). Los insectos con el efecto dejan de alimentarse rápidamente, se muestran aletargados y presentan parálisis muscular, ocasionando finalmente la muerte. Debido a su estructura química y a su modo de acción, tiene control sobre las poblaciones de insectos resistentes a otros insecticidas (DUPONT, 2014).

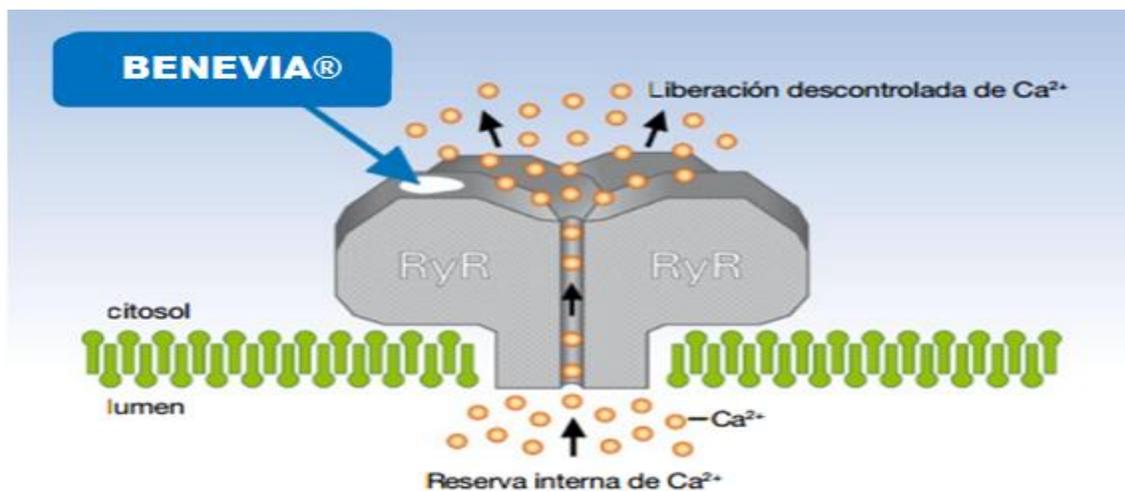


Figura 2.- Modo de acción de BENEVIA® modificando los receptores de Rianodina.

Diazinon 25% C.E.

Antecedentes

La compañía suiza J. R. Geigy de Basilea, fue quien descubrió el poder insecticida del diazinon, fue desarrollado a principios de 1950, buscando un sustituto del DDT, el diazinon fue lanzado en 1956. Geigy presentó el diazinón para uso agrícola formulado como emulsión bajo el nombre comercial de Basudin, y en 1957 se comercializo bajo el nombre de Diazinón Geigy (Primo, Y. & Carrasco, J., 1986).

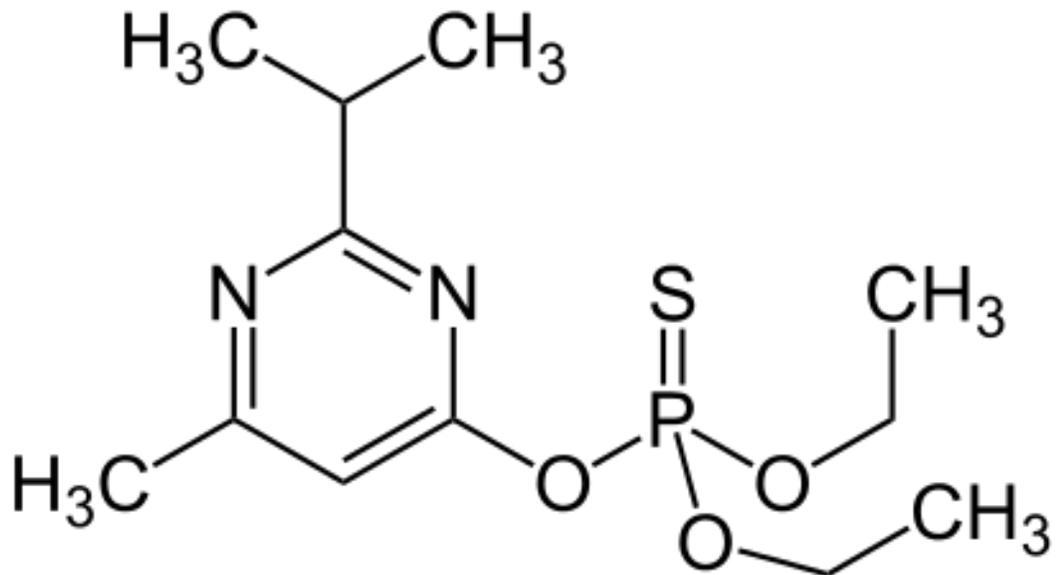


Figura 3.- Diazinon: 0,0-Dietil 0-(2-isopropil-6-metil-4—pirimidinil) fosforotioato (equivalente a 232 g de l.a/L). (Nombre IUPAC).

Diazinon 25% C.E. ® fue lanzado en 1956 como producto insecticida que actúa sobre el individuo por contacto, ingesta e inhalación con acción penetrante, siendo altamente efectivo en el control de formas móviles. Perteneciente al grupo de los organofosforados, su ingrediente activo Diazinon (Figura 3) presenta una degradación rápidamente en suelos, con una vida media inferior a 14 días y persistencia de 6 semanas (Agromundo, 2016).

Modo de acción

Este insecticida se encuentra en el grupo de los inhibidores de la acetilcolinesterasa. La acetilcolina, es un mediador producido por cada neurona, como respuesta a la estimulación, con la finalidad de inducir un impulso eléctrico en la siguiente neurona (Fig. 4), tratando de evitar una hiperactividad en los niveles de acetilcolina (UAH, 2007).

Este proceso es regulado por una enzima, la acetilcolinesterasa, esta enzima presente en la terminación post-sináptica, hidroliza rápidamente a la acetilcolina (ACh), lo que conlleva la repolarización de la membrana o de la placa basal (en las conexiones neuromusculares) y las prepara para la llegada de un nuevo impulso (UAH, 2007).

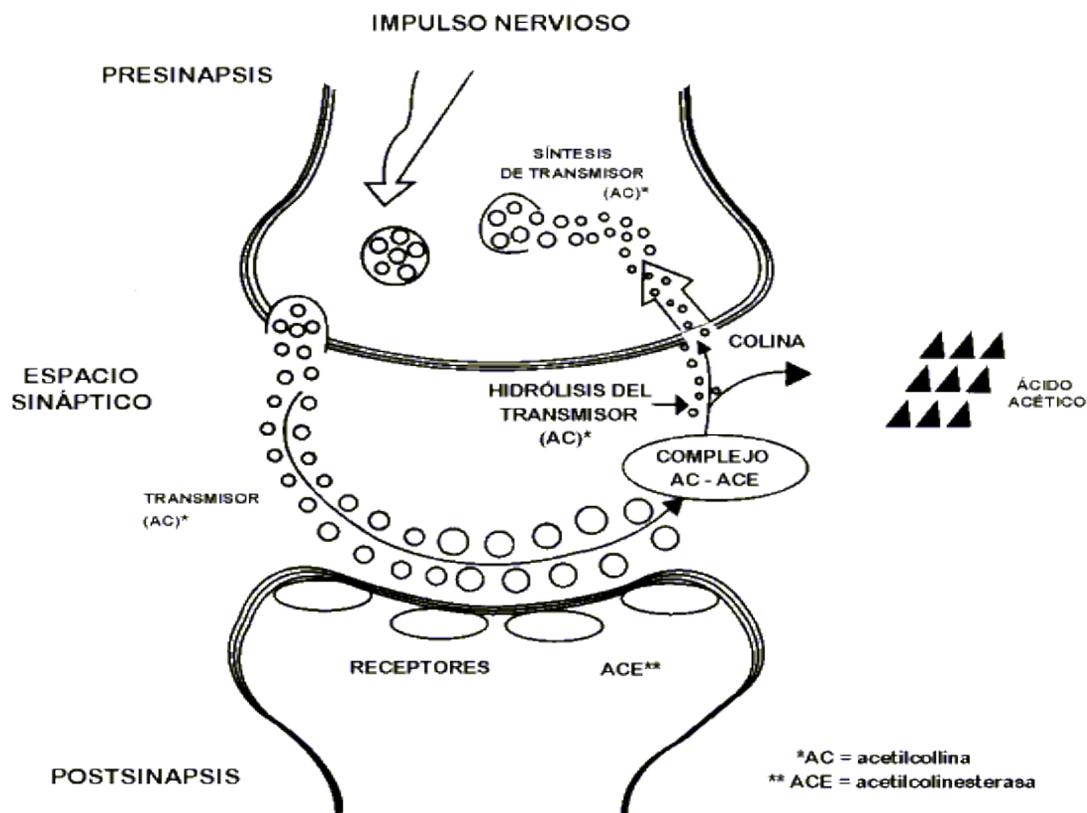


Figura 4.- Diagrama del proceso de los canales de acetilcolinesterasa.

Diazinon 25% C.E.® al actuar en diversas formas sobre el insecto, inhiben de forma irreversible la enzima acetilcolinesterasa (AChEasa), formando compuesto enzima-tóxicos, la cual causa una sobre estimulación en el sistema nervioso, al no hidrolizarse la enzima del neurotransmisor se estimula de manera continua y creciente (UAH, 2007). Al no interrumpirse el impulso nervioso, ocasiona descoordinación y convulsiones nerviosas en el insecto llevándolo a un estado de hiperactividad, comportamiento normal y eventualmente la muerte.

Descripción de las especies bajo estudio

Escama de San José *Quadraspidiotus perniciosus* (Comstock) (Hemiptera: Diaspididae)

Origen y Distribucion

La familia diaspididae, contiene plagas de gran importancia economica, en norteamerica agrupa 86 generos con 310 especies (Triplehorn y Johnson, 2005). La escama de San Jose es originaria de las regiones situadas del norte y noreste de China. La especie fue descrita por Comstock en 1880, de ejemplares introducidos a California desde 1873. Su nombre comun se debe a que fue vista primeramente como plaga en la localidad de San Jose, California, Estados Unidos. El insecto se aclimato en el estado de Hawai (Estados Unidos), en Nueva Zelanda, Australia, Republica de Chile, Argentina, Mexico y Africa de sur (Bravo, 1989; Davidson y Lyon, 1992).

Importancia Economica

La escama San José, es un insecto importante que ha ocasionado graves daños al sector frutícola. Tiene importancia económica en varios países productores de fruta (Estados Unidos, Canadá, Europa, Japón, India, Sudáfrica, Australia, Nueva Zelanda y Sudamérica) (Vargas, 1987). Los datos de exportacion de fruta de la republica de chile, señala indices acumulativos en las ultimas cinco temporadas lo que permite concluir que la escama de San Jose constituye el principal factor de rechazo de pomaceas, carozas y ultimamente como caso inedito de la uva de mesa. Mientras que en Mexico la escama San Jose ha mermado gran parte de las exportaciones de fruta mexicana al extranjero llegando este hasta rechazos de fruto superior al 50% en el empaque (González, 1989; Urías, 2006).

Ubicación Taxonómica

Con base en Comstock (1880) la ubicación taxonómica de la escama de San José es la siguiente:

Orden: Hemiptera

Familia: Diaspididae

Género: *Quadraspidiatus*

Especie: *Quadraspidiatus perniciosus* (Comstock)

Descripción Morfología

Posee dos formas de desarrollo; libre o móviles y fijos. Las formas móviles corresponden a la ninfa migratoria y al macho adulto y las formas fijas a los estados que se protegen bajo una cubierta o escudo (Vargas, 1987). La escama pasa en el invierno al estado de gorrita negra y en menor proporción como hembras adultas grávidas; en zonas con temperaturas moderadas puede haber desarrollo de la escama durante todo el año (Prado, 1985).

Los neonatos son depositados bajo la escama donde se encuentra por varias horas a 2 días, luego salen por debajo de la cubierta para comenzar los diversos estadios (Marin, 1986).

Ninfa I (común para hembras y machos): Se presentan dos fases una móvil y una sésil, la larva migratoria es de cuerpo ovalado y de color amarillo a amarillo limón aplanadas, con antenas, patas y un par de setas caudales de 0.23 mm de longitud por 0.18 mm de ancho, las larvas una vez que salen de la escama protectora de la madre se movilizan buscando su alimento y lugar apropiado para establecerse (Marin, 1986).

La segunda fase tiene dos etapas: comienza después que la ninfa migratoria empieza con la inserción de las piezas bucales y se caracteriza por la formación de un escudete blanco (Vargas, 1987). A las pocas horas, comienza una secreción algodonosa formando lo que se denomina “gorrita blanca”. La cubierta es de color crema y finaliza de color gris oscuro. Concluyendo con la exuvia incorporada a la cara interna de la cubierta, el insecto inicia un proceso de atrofia de sus apéndices, incluyendo los motrices (Fig. 5) (Marin, 1986).

Ninfa II (hembra Fig. 5): cuerpo ligeramente piriforme de color amarillo limón con el pigidium marron, de 0.34 mm de longitud con 0.29 de ancho; dorsalmente la cubierta es ovoide, con una banda circular de color blanco grisáceo. Durante los primeros días, la cubierta cambia a gris oscuro (Marin, 1986).

Ninfa II (macho): el macho se reconoce fácilmente por su cuerpo mas alargado de forma oval (Fig. 6), de color amarillo, de 0.32 mm de longitud por 0.22 mm de ancho. Una vez terminado este periodo, se produce la muda y la exuvia es expulsada fuera de la cubierta (Marin, 1986).

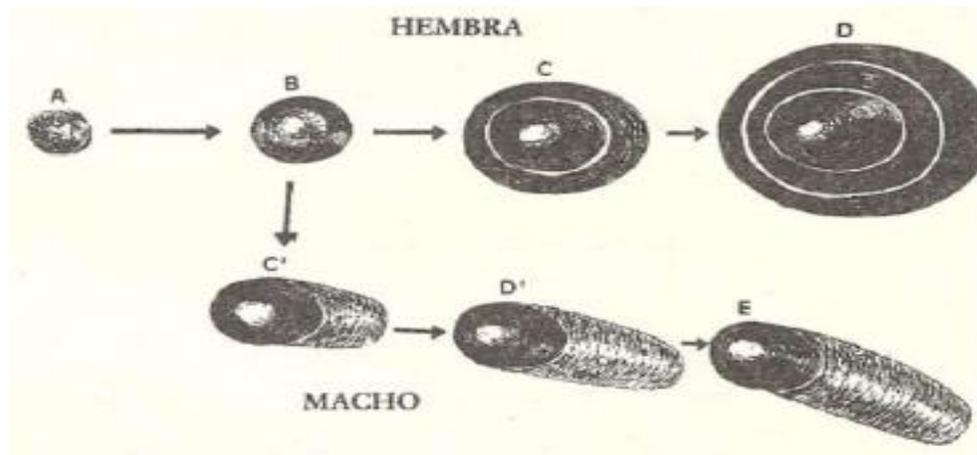


Figura 5.- Cubierta dorsal de *Q. perniciosus*. A) Gorrita blanca, B) Gorrita negra, C) Ninfa II hembra D) Hembra adulta, C') Ninfa II macho, D') Prepupioide, E) Pupioide. (Marin, 1986).

Ninfa III (pre-pupioide macho Fig. 6): el cuerpo es ovalado de color amarillo de 0.52 mm por 0.30 mm de ancho. La ninfa pierde su aparato bucal y se producen varios cambios en su metamorfosis, la cabeza presenta manchas ocelares y alargamiento del abdomen (Marin, 1986).

Ninfa IV (pupioide macho Fig.6): el cuerpo es de forma oval de color amarillo naranja, de 0.67 mm de longitud por 0.26 mm de ancho. Se puede observar el desarrollo gradual de antenas, patas, y alas, estructuras envueltas en estuches pupoides, la desaparición del pigidium y el desarrollo del estilete copulador en el

último segmento abdominal. Al terminar este periodo se realiza la muda y emerge el adulto (Marin, 1986).

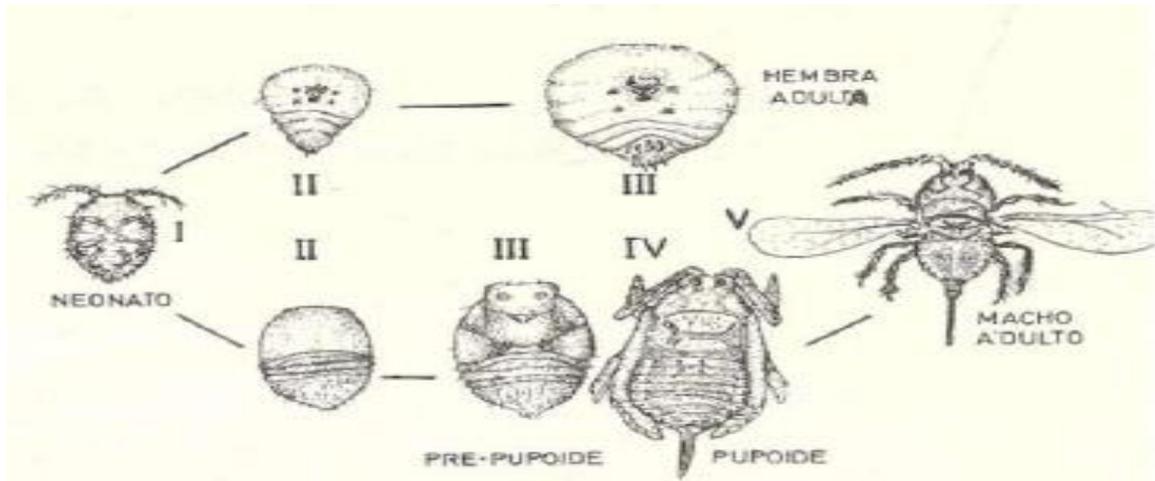


Figura 6.- Desarrollo de la “escama San José” *Quadraspidiatus perniciosus*

Hembra adulta: el cuerpo es piriforme, de 0.55 mm de longitud por 0.38 mm de ancho 1.5 a 1.8 mm de diámetro, de color amarillo limón a amarillo anaranjado, pigidium de color marron rojizo a la madurez. La secreción de la escama protectora se produce por debajo de la segunda exuvia, formando otra banda circular, de color blanco grisáceo conocida originalmente como “gorrita blanca”, “terilla” o “pezón” (Fig. 5). Se aprecian bandas circulares de color gris negro que corresponde a los estadios ninfales anteriores (Marin, 1986). Una vez fecundada, se torna más circular, voluminoso, creciendo el prosoma (mitad anterior del cuerpo) y retrayéndose el pigidio; el color del cuerpo a su vez se hace más anaranjado (González, 1981b).

Macho adulto (Fig. 6): cuerpo de color amarillo naranja de 0.5 a 1 mm de longitud por 0.2 mm de ancho. En la cabeza es notoria la forma de los ocelos de color café rojizo, los ojos en la región frontal y las antenas con 9 segmentos. En el tórax tiene un esclerito color café rojizo que se presenta como una banda transversal a la altura de las alas. Una vez fuera de la escama el macho se moviliza y

comienza inmediatamente a fertilizar a las hembras introduciendo su estilete al copular por debajo de la escama de las hembras. Después de copular con varias hembras, el macho muere (Marin, 1986).

Biología y Ciclo de Vida

Esta especie puede completar una generación en el lapso de mes y medio (45 días) (SAGARPA, 2003). En la republica de chile la plaga presenta tres generaciones al año con las respectivas eclosiones de larvas (caminantes) (González, 1985). En la provincia de Guillan (norte de Irán) en 1970-73, mostró que el insecto tiene cuatro generaciones por año una generación (Cyrus, 2001). Se ha registrado un promedio de 77.2 noenatos en verano y de 92 en invierno, registrandose de 2-8 neonatos por día. La proporción de sexo de la descendencia de hembras fertilizadas fue de 2:1 (Marin, 1986).

El desarrollo es diferente para ambos sexos, la hembra pasa por 2 estadios ninfales antes de alcanzar la forma adulta, en cambio el macho alcanza la forma adulta al quinto estadio (Fig. 7). Debido a que el cuerpo del insecto está cubierto por una escama dorsal, todos estos cambios no son visibles exteriormente, aunque es reconocible por la forma y tamaño de la escama, finalizando con la salida del macho y fecundando a la hembra (Marin, 1986).

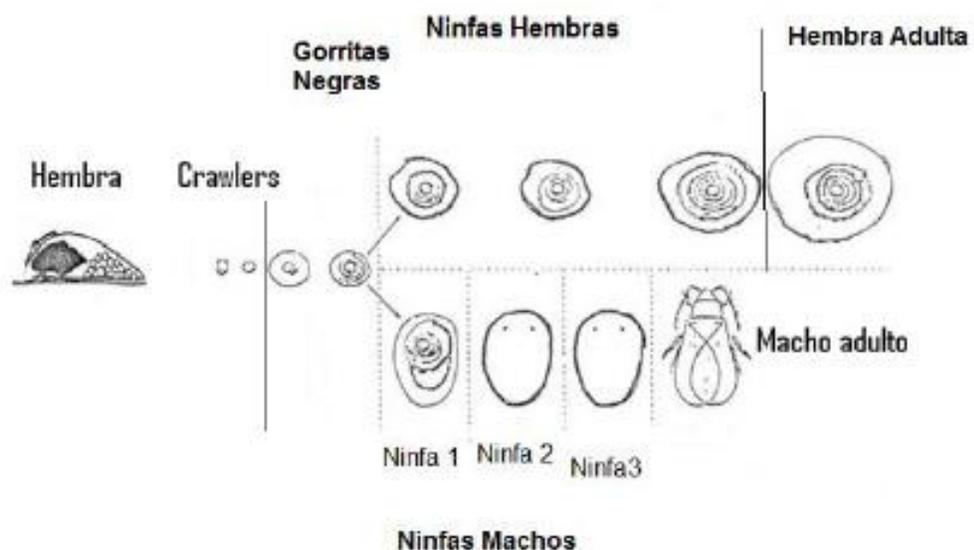


Figura 7.- Ciclo de vida de la escama San José (González, 1981).

Daños

Los mayores daños se deben a la inyección de saliva tóxica y en la merma de la savia por la absorción del árbol, ocasionando pérdidas totales o parciales. Los perjuicios provocados por el insecto pueden ser de dos tipos:

Daños directos: Para su alimentación succiona savia mediante la introducción de un fino estilete, puede atacar hojas, ramas e infestar frutos. Provoca un fuerte debilitamiento, crecimiento disparejo y en ocasiones puede matar a la planta. En los frutos disminuye el valor comercial como consecuencia de las aureolas rojas en la epidermis que afecta la calidad de la fruta causando depreciación (Porta *et al.*, 1984; Bayer, 2017). El crecimiento disparejo se refleja como depresiones o rajado, presentan estrés hídrico y en los muy atacados exudan goma, exponiendo al árbol a la infección de hongos secundarios (Gentile y Summers, 1958; Vargas, 1987).

Daños indirectos: Se refiere principalmente a los rechazos por los países importadores de fruta, por manchas o con cuerpos vivos o muertos de la escama (Vargas, 1987).



Figura 8.- Daños directos e indirectos ocasionados por la escama de San José

Plantas Hospederas

La escama de San José, es un insecto que ataca alrededor de 700 especies vegetales, destacando una gran variedad de árboles frutales, entre ellos, duraznero (*Prunus persica*), cerezo (*Prunus cerasus*), ciruelo (*Prunus domestica*), damasco (*Prunus domestica subsp. Insititia*), manzano (*Malus domestica*), peral (*Pirus cummunis*), almendro (*Prunus dulcis*), nogal (*Juglans regia*), además de diversos Hospederos no frutales: sauce (*Salix babylonica*), espino navarro (*Crataegus laevigata*), olmo (*Ulmus minor*), naranjo (*Citrus sinensis*), zarzamora (*Rubus ulmifolius*), álamo (*Populus alba*) y algunas especies de cactáceas (Prada, 1985; Bayer, 2017; Sazo, 2012).

Estrategias de Manejo

Control cultural

Prácticas recomendables son la eliminación mediante la poda de las estructuras afectadas de la planta y la identificación de los árboles con escama en el momento de la cosecha o poda, evitar la entrada de material vegetal infestado (Vargas, 1987).

Control químico

Entre los productos utilizados para el combate de la escama estan Clorantranilprole solo o en mezclas sobre estadios móviles, así como Pyriproxifen, Fenoxicarb, Buprofezin. Los aceites minerales son ampliamente utilizados en los tratamientos invernales y rompimiento de dormancia. También se utiliza el tratamiento de invierno o post-invernal con aceite mineral al 1, 2% y aceite mineral más un insecticida (Clorpirifós, Pyriproxifen, Fenoxicarb, Metidation, Paration) (Vargas, 1987; Sazo, 2012).

Las aplicaciones de verano son menos comunes por los riesgos de fitotoxicidad, pero son también de utilidad como control de huevos de algunas plagas o en formas inmóviles. Se realiza tratamiento de primavera y/o verano dirigido al

movimiento de ninfas de la temporada con aceite mineral al 0.5-1% más un insecticida (Diazinón, Azinfos metil, Phosphamidon, Metidation, Acetamiprid, Clorpirifós) (Vargas, 1987; Sazo, 2012).

Control biológico

Existen una serie de depredadores y parasitoides que están actuando sobre la escama de San José. Los más importantes son las chinitas o catarinas *Lindorus* (= *Rhyzobius*) *lophantae* y *Coccidophilus citricola* (Coleoptera: Coccinellidae) y los parasitoides *Aphytis aonidiae*, *A. diaspidis* y *Aspidiotiphagus citrinus* (= *Encarsia citrina*) (Hymenoptera: Aphelinidae). Sin embargo, su acción no alcanza a neutralizar la escama y mantenerla bajo los niveles económicos de daño. Por esta razón el (INIA) introdujo y se encuentra estudiando la acción del parasitoide *Encarsia perniciosi* (Hymenoptera: Aphelinidae), el cual puede resultar en un excelente agente de control de la escama (Prado, 1985).

Acaro de dos manchas *Tetranychus urticae* (Koch) (Acari: Tetranychidae)

Origen y Distribución

T. urticae constituyen una de las plagas más graves que atacan a los cultivos en todo el mundo, se encuentra ampliamente distribuida, principalmente en zonas templadas. En México se reporta ocasionando daños principalmente en zonas freseras de Irapuato, Guanajuato y Zamora, Michoacán; así como en menor grado en los estados de Jalisco, México, Puebla y Querétaro, Campeche, Tabasco, Yucatán, Veracruz, Oaxaca, Hidalgo y Puebla (Estebanés, 1989).

Ubicación Taxonómica

El acaro de dos manchas fue descrita por Koch en el año de 1836 ubicándola de la manera siguiente:

Clase: Arachnida

Sub clase: Acari

Orden: Prostigmata

Familia: Tetranychidae

Género: *Tetranychus*

Especie: *T. urticae* (Koch)

Importancia Económica

El acaro de dos manchas, *T. urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) está catalogada como una de las especies que más problemas ocasiona en el mundo. Su alto potencial reproductivo le permite incrementar su población rápidamente de tal manera que en un corto tiempo puede rebasar el umbral económico si no se toman medidas de control (Gould, 1987). Son considerados entre las plagas más importantes, en climas cálido-seco y templado-seco en donde se han registrado pérdidas totales debido a las altas infestaciones de dicha plaga (SENASICA, 2009).

Descripción Morfológica

T. urticae, tiene dos manchas oscuras en los laterales, el macho es más pequeño y aperado. Este ácaro presenta diferentes características morfológicas, sobre

todo su color puede variar en respuesta a su alimentación, factores ambientales, planta hospedero y estado de desarrollo (Sá, 2012).

Huevo. Los huevos miden aproximadamente 0.1 mm y son de forma esférica, lisos y de color translúcido, volviéndose anaranjados conforme maduran (Agrológica, 2011). Suelen ser redondeados y algo achatados. Los huevecillos son esféricos y transparentes a la ovipostura. Luego adoptan un color amarillo-verdoso (Caroline State University, 2017).

Larva. La larva es de forma redondeada, con tres pares de patas (Nuez *et al.*, 2003). Generalmente de color salmón, la larva es transparente, con ojos carmín y no es mucho mayor que el huevecillo (Productores de Hortalizas, 2006).

Ninfa. Las ninfas son bastante parecidas a los adultos, poseyendo cuatro pares de patas, con un color amarillento, ojos de color rojo y manchas oscuras laterales (Nuez *et al.*, 2003). Durante las dos etapas de ninfa, son de color gris pálido, de forma oval y ocho patas. Las manchas oscuras ya son visibles en esta etapa (Productores de Hortalizas, 2006).

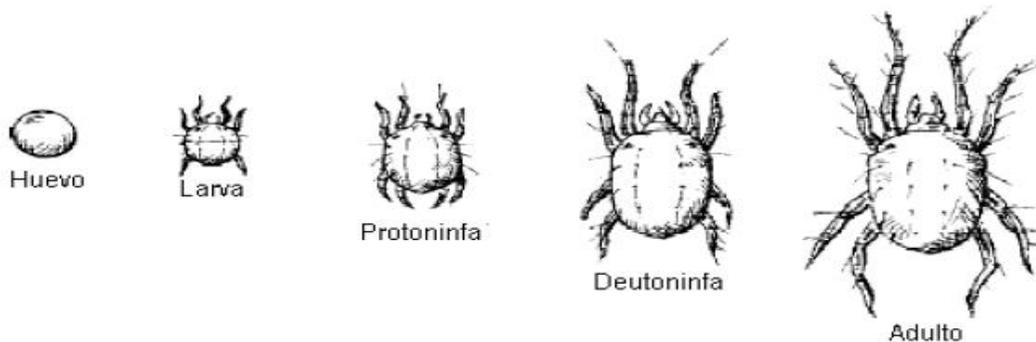


Figura 9.- Estadios de araña roja o araña de las dos manchas (*T. urticae*)

Adulto. Machos y hembras muy móviles, los machos son de forma aperada, mientras que las hembras son más esféricas. La coloración es variable: rojo anaranjado (hembra) o amarillento (macho), ambos con ojos rojos. Presentan dos manchas dorso-laterales oscuras en el interior del cuerpo (Agrológica, 2011). El opistosoma de la hembra adulta es café rojizo claro. El cuerpo mide de 0.45 mm

de largo y 0.30 mm de ancho, con cuatro pares de patas de color más amarillo y patas más cortas al final del abdomen (Gutiérrez, 2001).

Biología y Ciclo de vida

T. urticae es un ácaro fitófago con alto potencial reproductivo, ciclo de vida corto, desarrollo rápido y capacidad para dispersarse rápidamente (Dupont 1979; Meyer 1987). Este ácaro tiene alta tendencia agregativa y desarrolla sus colonias en el envés de las hojas donde producen tela en abundancia que les protegen de los depredadores, acaricidas y condiciones climáticas adversas. En condiciones de escasez de alimento o está fuertemente infestada, los individuos se acumulan en el extremo de la hoja o brote y después por corriente de aire o por gravedad son transportados a otra planta frutos cuando éstos están presentes (Moraes y Flechtmann, 2008; Badii *et. al.*, 2011).

T. urticae se reproduce mediante partenogénesis de tipo arrenotoca en la que los machos se desarrollan a partir de huevos no fertilizados (haploides), mientras que las hembras se desarrollan a partir de huevos fecundados (diploides). Esta especie presenta una proporción de sexos entre 2:1 y 9:1 a favor de las hembras (Macke *et al.*, 2011). Cada hembra adulta puede ovipositar entre 100-120 huevos, con una tasa de 3-5 huevos por día, estas cifras pueden variar según la cantidad y la calidad del alimento, o las condiciones ambientales (Zhang, 2003).

Tiene un ciclo de vida corto que consta de cinco fases de desarrollo huevo (0.5-3 días), larva (3-5 días), protoninfa (3-5 días), deutoninfa (2-3 días) y adultos (Figura 10-11). Entre cada fase hay una fase inactiva o período quiescente, en la que adoptan una posición característica, recibiendo el nombre de *crisalis* (protocrisalis, deutocrisalis y teliocrisalis), cuya duración varió entre 1 y 1.5 días (Gallardo *et. al.*, 2005).

Existe un periodo de "preovoposición" que varía con las condiciones climáticas. La puesta se puede realizar en sitios muy variados prefiriendo hojas nuevas que han alcanzado su completo desarrollo, en el haz, en la nerviación principal (Porcuna, 2011a).

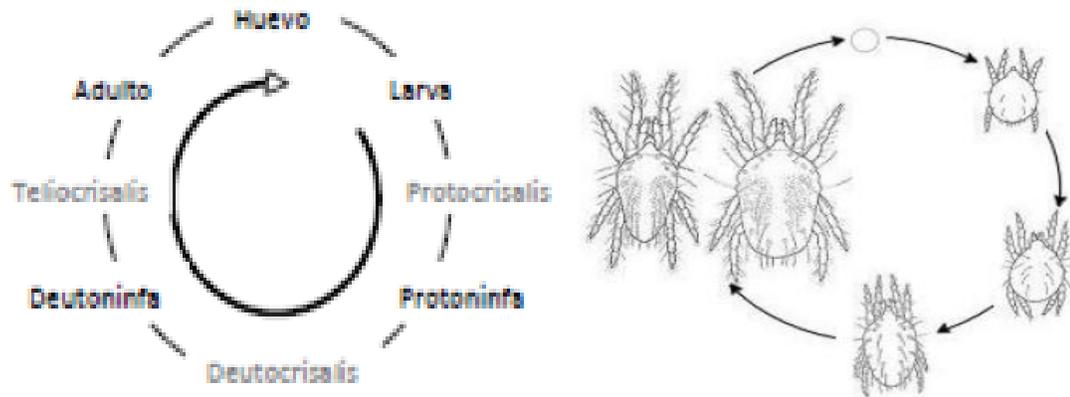


Figura 10-11.-Ciclo de vida y fases de desarrollo de *T. urticae*.

El tiempo de vida promedio de desarrollo de hembras desde la fase de huevo hasta la emergencia del adulto es de 8.2 días, y está entre 6 y 9 días (Gallardo *et al.*, 2005). Si las condiciones ambientales y de alimento son favorables, una generación puede ser completada en una semana (Godfrey, 2011).

Daños

El daño causado por este fitófago se debe a su actividad alimenticia dado que inserta sus estiletes en el tejido de la hoja, succionando el contenido de las células epidérmicas y parenquimáticas. El vaciado causa el colapso y muerte de las células que originan manchas cloróticas en las hojas (Fig. 12), disminuyendo la tasa de transpiración y la actividad fotosintética de la planta (Garrido y Ventura 1993; Park y Lee 2002; Aucejo-Romero *et al.*, 2004; Martínez-Ferrer *et al.*, 2005); esto se traduce en un descenso del crecimiento y la producción para posteriormente finalizar con la muerte a causa de la alta infestación por el ácaro (Koppert, 2013).



Figura 12.- Daños ocasionados al follaje producidos por *T. urticae*.

Si la infestación coincide con altas temperaturas y/o estrés hídrico, puede causar defoliaciones graves y el número de flores producidas puede reducirse considerablemente. Cuando el ataque se produce sobre los frutos, ocasionan manchas herrumbrosas y difusas, que se inician en la zona estilar o peduncular (Fig. 12). Estas manchas causan daño cosmético reduciendo su valor comercial, produciéndose en consecuencia importantes pérdidas económicas, así como quemaduras de las mismas por el sol (Martínez-Ferrer *et al.*, 2004; Aucejo-Romero 2005; Godfrey, 2011).

Plantas Hospederas

Afecta a un gran número de especies de plantas cultivadas como hortalizas, ornamentales, frutales, malezas y plantas silvestres (Regev y Cone, 1980; Ferro y Southwick, 1984). El ácaro es una plaga de los árboles y puede dañar el arce (*Acer campestre*) y el olmo (*Ulmus minor*), algunos frutales atacados incluyen moras (*Rubus ulmifolius*), arándanos (*Vaccinium myrtillus*) y duraznos (*Prunus persica*) en cultivos hortícolas puede dañar la calabaza (*Cucurbita máxima*), berenjena (*Solanum melongena*), pepino (*Cucumis sativus*), melón (*Cucumis melo*), sandía (*Citrullus vulgaris*) entre otros, así como en campo abierto cultivado de crisantemos (*Chrysanthemum morifolium*), maíz (*Zea mays*), sorgo (*Sorghum vulgare*), fresas (*Fragaria vesca*), papas (*Solanum tuberosum*), tomates (*Lycopersicon esculentum*), chiles (*Capsicum annum*), entre muchos otros (Fasulo *et al.*, 2000; Moraes y Flechtmann, 2008; Koppert, 2013).

Estrategias de Manejo

Control cultural

El control cultural consiste en técnicas o prácticas como lo son: la rotación de cultivos, las técnicas de fertilización y manejo del riego, el uso de variedades resistentes, la poda, la cobertura del suelo, etc., la cobertura del suelo puede ser importante para regular las poblaciones de ácaros, ya que puede darse la migración de la araña roja y los enemigos naturales de las malezas a los cultivos y viceversa (Barbosa, 1998; Nyrop *et al.*, 1998; Landis *et al.*, 2000).

Control químico

En el caso particular de este fitófago es muy importante la alternancia entre materias activas con distintos modos de acción para evitar el desarrollo de resistencias en unas pocas generaciones, debido a su alta fecundidad y corto ciclo de vida (Jacas y Urbaneja 2008; Jacas y Urbaneja 2010). Se pueden reducir infestaciones con un nuevo conjunto de acaricidas no sistémicos, los ácidos tetrónicos como Espirodiclofén, Etoxazol, así como Avermectina y Dicofol (Lopez, 2004). También el uso de insecticidas a base de aceites minerales inferiores al 1% o jabones pueden ser utilizados. El aceite mineral se utiliza ocasionalmente en conjunto con productos organofosforados, como Clorpirifós y Diazinón, no obstante, en muchos casos por sí solo puede controlar plagas en forma satisfactoria (Larral, 2009; Godfrey, 2011).

Control biológico

Los géneros de ácaros depredadores más importantes son *Amblyseius*, *Metaseiulus* y *Phytoseiulus* (Acari: Phytoseiidae); *Phytoseiulus persimilis* es el

depredador más común en todas las fases de los ácaros (Osborne, 1999); al igual que las catarinas del género *Stethorus* (Coleoptera: Coccinellidae), las chinches piratas del género *Orius* (Hemiptera: Anthocoridae), larvas de *Chrysoperla* (Neuroptera: Chrysopidae) y algunos tisanópteros como *Leptothrips* (Thysanoptera: Phlaeothripidae), *Scolothrips longicornis* y *S. sexmaculatus* (Thysanoptera: Thripidae) (Godfrey, 2011). Entre los ácaros depredadores se encuentran varias familias, entre ellas se puede citar: la familia Phytoseiidae, Stigmaeidae, Hemisarcoptidae, Trombidiidae, Cheyletidae, Erythraeidae, Anystidae, Tydeidae, etc. (Sá, 2012).

Mosquita blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae)

Origen y Distribucion

Mound (1978) Considera que Pakistan es el centro de origen de *B. tabaci*, e introducida en EE.UU. en 1980. Reportada en multitud de países como Etiopía, Madagascar, Australia Oriental, la zona Palearctica, la zona del Pacífico, la zona Neártica y la zona Neotropical. Martínez *et al.*, (1993) menciona que en México, *B. tabaci* se encuentra distribuida en todo el territorio nacional, causando daños severos en hortalizas de la región noroeste del país.

Importancia Económica

En Mexico las perdidas causadas por mosquita blanca son numerosas y los brotes de esta plaga han creado verdaderas situaciones de emergencia, tal es el caso del Valle de Mexicali, B.C. y San Luis Rio Colorado, Sonora, donde causa una devastacion en los cultivos de verano. Las perdidas ocasionadas por esta

plaga en 1992, en Mexicali provocaron una situación señalada como desastrosa, en los cuales los productores perdieron cosechas enteras (Martinez *et al.*, 1993).

En el ciclo agrícola de 1990 se siniestraron en la zona productora hortícola de Yucatan alrededor de 200 ha de tomate por mosca blanca (Martinez *et al.*, 1993). Tal como ocurrió en Jalisco donde en el ciclo 1983-84 solo se obtuvo 5% de producción (Sanchez, 1993).

Ubicación Taxonómica

La ubicación taxonómica de la mosca blanca según Borror *et al.*, (1989) la ubica de la siguiente manera:

Orden: Hemiptera

Sub-orden: Sternorrhyncha

Familia: Aleyrodidae

Genero: *Bemisia*

Especie: *tabaci* (Gennadius)

Descripción Morfológica

Las moscas blancas presentan metamorfosis incompleta; es decir esta conformado por huevecillos, primer estadio ninfal (movil), segundo y tercer estadio (sesiles), pupa (cuarto estadio ninfal) y adulto (Hernández, 1972).

Huevecillos: El huevecillo es elíptico de color verde pálido, después adquieren una coloración amarilla a anaranjado cuando madura, miden un promedio de 0,211 mm de largo x 0,095 mm de ancho y presentan el corion completamente liso y brillante (Hernandez, 1972). Presentan en uno de sus extremos un pedicelo que utiliza el adulto para colocarlo en el follaje (Paulson y Beardsley, 1985).

Primer instar: Tienen patas funcionales, aplanadas y semitransparentes. Su cuerpo es elíptico, color blanco amarillento, con una franja amarilla en el abdomen, se desplaza rápidamente hacia el lugar donde inserta sus piezas bucales, para permanecer inmóvil el resto de su ciclo (Andreas, 1996), produce

un polvo blanco ceroso y mide 0.267 mm de largo por 0.144 mm de ancho (Gill, 1990).

Segundo y tercer instar ninfal: Las ninfas en estos estadios son similares en forma y en la coloración, miden de 0.218 mm de largo a 0.295 mm de ancho; la forma es oval o circular (Gómez, 1997). Las ninfas secretan cera pues poseen glándulas cerígenas con una abertura de salida (Andreas, 1996).

Cuarto instar ninfal: Se le denomina pupa, ya que en este periodo no se alimentan y se ha completado el proceso de apolisis, las pupas son ovals o circulares, el tamaño varía de 0.5 a 1.75 mm de longitud. El color es transparente, amarillo u opacos. El dorso de la pupa puede tener un perfil convexo, elevado o expandido lateralmente con poros submarginales productores de cera, el margen tiene setas cortas o bien carece de ellas, las antenas son rectas o en forma de gancho (Gill, 1990).

Adulto: Para emerger, el adulto realiza en el dorso una abertura a lo largo de la pupa y otra horizontal en la parte más ancha, formando una "T", presenta alas transparentes (Fig. 13). Los adultos de mosca blanca son de color amarillo pálido aunque dan la impresión de ser blancos por el "polvillo" ceroso (García, 2010). Mide un promedio de 2 a 4 mm de largo, patas con tarsos de dos artejos y antenas de siete (Hernández, 1972).

Biología y Ciclo de vida

De acuerdo con Naranjo *et al.* (2004) la hembra de mosca blanca oviposita en promedio 78 huevecillos (en laboratorio) de forma individual, con período de incubación de cinco días; pone sus huevos en el envés de las hojas, en forma individual. Los huevos se colocan en forma semicircular en el envés de la hoja, los cuales eclosionan de siete a diez días (Ortega, 2008a). Pasado el período de incubación emergen pequeñas ninfas, que caminan durante algunas horas, fijándose a las hojas con su aparato bucal chupador.

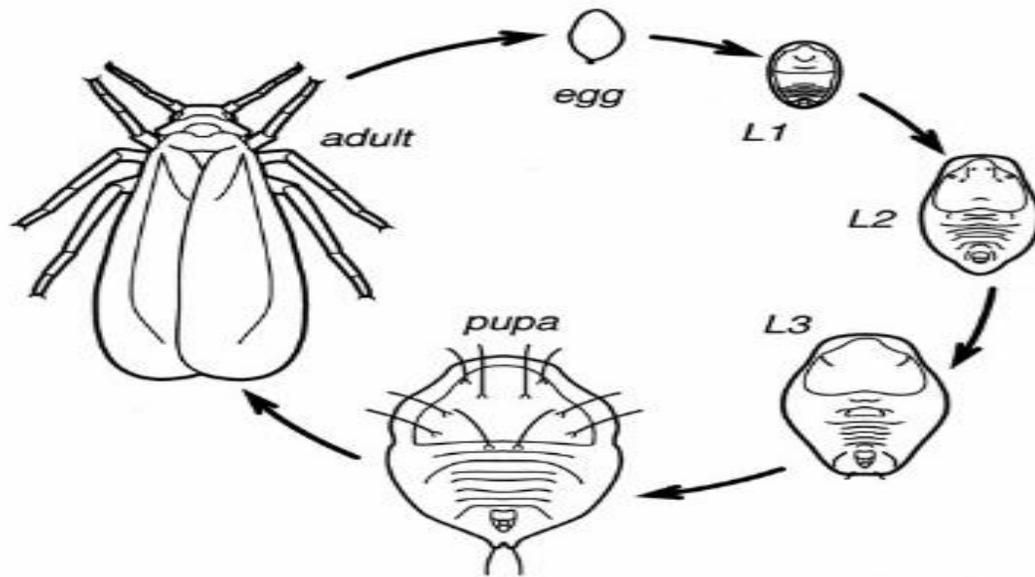


Figura 13.- Morfología de los estadios y ciclo de vida de *B. tabaci*.

De acuerdo con Naranjo *et al.* (2004) *B. tabaci* desarrolla cuatro estadios ninfales en un período de 14 días y un estado pupal en dos días. Los adultos emergen de la pupa en aproximadamente cuatro días e inician poniendo huevos. Todas las etapas pueden ocurrir en forma simultánea en la planta. Durante toda su vida las hembras pueden ovipositar 250 huevecillos. El ciclo completo de la mosquita blanca es de aproximadamente un mes.

Daños

El daño directo lo causan las ninfas y los adultos a la planta 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 e incluso puede llegar a morir cuando la densidad de población es alta (Costa, 1969).

La transmisión de virus es uno de los daños indirectos más importantes (Naranjo *et al.*, 2004). Otro daño causado por la mosquita blanca es la excreción de

mielecilla sobre las hojas, en las cuales se desarrolla una fungosis negra llamada fumagina, esta ocasiona interferencia con la fotosíntesis, con la consecuente reducción del vigor de la planta, puesto que cubre casi por completo el follaje (Butler, 1982). Inducen amarillamiento severos, moteados y mosaicos cloróticos, achaparramiento, rizado y deformación de hojas (Hernández, 2015).



Figura 14.- Principales daños ocasionados por mosquita blanca (*B. tabaci*)

Plantas Hospederas

Esta especie es polífaga, se ha registrado que *B. tabaci* se alimenta de más de 600 plantas hospederas. Estas especies se pueden ubicar en 74 familias incluyendo hortalizas, ornamentales, cultivos industriales y numerosas especies silvestres. Se encuentran comúnmente plantas que pertenecen a las familias Cruciferae, Cucurbitaceae, y Leguminoseae (Brown, 1993). En México, se ha reportado en algodón (*Gossypium herbaceum*), berenjena (*Solnum melongena*), calabaza (*Cucurbita máxima*), camote (*Ipomoea batatas*), chayote (*Sechium edule*), frijol (*Faseolus vulgaris*), tomates (*Lycopersicum esculentum*), papaya (*Carica papaya*), pepino (*Cucumis sativus*), sandía (*Citrullus vulgaris*), tabaco (*Nicotiana tabacum*) y yuca (*Manihot esculenta*) (Cervantes 1991).

Estrategias de Manejo

Control cultural

Las practicas culturales por su naturaleza preventiva juegan un papel importante dentro de los programas de manejo integrado de *B. tabaci.*, practicas como la rotacion de cultivos, manejo de residuos de cultivo y malezas, barreras vivas, altas densidades de siembra, fechas de siembra, trampas atrayentes, monitoreo, cobertura con plasticos y varias formas de cubiertas protectoras (Hije *et al.*, 2001, Metcalf y Lukmann, 1994; Castaños, 1993).

Control químico

Es importante indicar que el combate químico de la mosquita blanca en la región hortícola de Sinaloa se realiza principalmente mediante el empleo de insecticidas organosintéticos tales como: Endosulfan, Metamidofos, Acefate, Oxamil, Metomilo, Bifentrina, Cyflutrina, Fenpropatrin, Bufencarb, Metomil, la gama de Piretroides (Villanueva, 1976; Anaya, 1999; Avila, 1989; Avilés, 1999).

Otros productos que ejercen control sobre mosquita son Buprofezin, Teflubenzuron, Imidacloprid, Pyriproxifen, Flufenoxuron, a través de programas de aspersiones según calendario (Cabello *et al.*, 1996). El uso de aceites reduce los niveles de su ataque, el control de la plaga que se obtiene con concentraciones de aceite de 1% es relativamente similar al uso de una concentración de 0,5%, lo que se traduce en un importante ahorro de insumos (Larral, 2009).

Control biologico

Existen varios enemigos naturales como parasitoides y depredadores que ejercen algún grado de control de los adultos y ninfas, siendo estos los siguientes: La avispa parásita *Encarsia formosa*, *Encarsia pergandiella*, *Encarsia nigricephala*, *Eretmocerus haldemani* (Hymenoptera: Aphelinidae) y *Amitus spp.* (Hymenoptera: Platygasteridae), son capaces de parasitar un 50 y 60 % de los estados inmaduros de mosquita blanca (Bravo, 1996).

Entre los depredadores de esta plaga, están: *Orius spp.* (Hemiptera: Anthocoridae), *Geocoris spp.* (Hemiptera: Geocoridae) *Chrysoperla carnea*, y

Chrysoperla externa (Neuroptera: Chrysopidae), *Delphastus catalinae*, *Colleomegilla* spp. y *Scymnus* spp. (Coleoptera: Coccinellidae) (Bravo, 1996; Gerling *et al.*, 2001). Además se han encontrado hongos entomopatógenos del grupo de los Deuteromycetes como *Aschersonia aleyrodis* *Verticillium* (=Lecanicillium) *lecanii* (Clavicipitaceae), *Paecilomyces fumosoroseus* (Trichocomaceae), *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae* (Clavicipitaceae) ejerciendo control natural (Faria y Wraight 2001).

Control Legal

Dado que la mosca blanca es de alto riesgo para la horticultura, olericultura y fruticultura se estableció el plan de emergencia contra mosca blanca, con fundamentos en los artículos 9, 12 y 18 de la Ley Federal de Sanidad Vegetal de los Estados Unidos Mexicanos, que administra la Dirección de Sanidad Vegetal de SAGARPA, que emite la norma NOM-020-FITO-1995. Que establece la campaña contra la mosca blanca con el fin de evitar la dispersión de esta plaga, para regular la movilización de productos vegetales, que contempla la Norma Oficial Mexicana, estableciendo como requisito previo a la movilización de productos que representan riesgos de diseminación de la plaga, el Certificado Fitosanitario para la Movilización Nacional (DOF, 1997; DOF, 1995).

***Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Psyllidae)**

Origen y Distribución

Esta especie también conocida como: pulgón saltador, psílido de la papa, psílido del tomate, o salerillo, fue descubierto en 1909 por Cockerelli en el estado de Colorado, considerando que el centro de origen de *B. cockerelli* es el Oeste de los Estados Unidos de Norteamérica (Richards 1928). Como reconocimiento, el Dr. Sulc lo nombró científicamente como *Trioza cockerelli*, y Crawford en 1911 asignó más adelante la especie al género *Paratrioza* que él propuso en 1910 (Stoetzel, 1989).

La distribución del psílido del tomate es muy amplia y diversos ejemplares han sido colectados de Arizona, California, Colorado, Idaho, Kansas, Minnesota, Nebraska, Nevada, Nuevo México, Dakota Norte, Oklahoma, Dakota del Sur, Texas, Utah, y Wyoming en los Estados Unidos; Alberta Saskatchewan y Columbia Británica en Canadá, mientras que en México este insecto se ha reportado en los estados de Chiapas, Guerrero, Jalisco, Durango, Tamaulipas, Baja California, Sonora, San Luis Potosí, Nayarit, Sinaloa, Yucatán, Zacatecas, Michoacán y México (Al-Jabr , 1999; SARH, 1992).

Importancia Económica

El psílido había sido considerado hasta hace algunos años como plaga secundaria, pero en los últimos años ha tomado mayor importancia debido a que se le ha identificado como vector de fitoplasmas en cultivos de solanáceas, además de producir daños por su efecto tóxico en sus plantas hospederas (Ramírez *et al.*, 2008). Este insecto se constituyó por primera vez como plaga de importancia primaria en la Comarca Lagunera durante el ciclo agrícola de 1997, teniendo niveles de incidencia arriba del 50 % en plantas dañadas (Nava-Camberos *et al.*, 2004) y un 60 % de pérdidas en Villa de Arista San Luis Potosí en 1999 (Garzón, 2002).

Durante los años 2003 y 2004, algunas zonas productoras de papa, como ocurrió en el sur de Coahuila y Nuevo León, el rendimiento se redujo hasta en un 90% en algunos lotes, la producción careció de valor comercial, su calidad fue

afectada por el manchado interno de los tubérculos, por lo que las pérdidas fueron del 100% (Flores, 2004).

Ubicación Taxonómica

De acuerdo a Triplehorn y Johnson (2005) la clasificación del psílido de la papa es la siguiente.

Orden: Hemiptera

Suborden: Sternorrhyncha

Superfamilia: Psylloidea

Familia: Psyllidae

Género: *Bactericera*

Especie: *cockerelli* (Sulc.)

Descripción Morfológica

El pulgon saltador presenta metamorfosis incompleta o paurometabola, es decir, que pasa por los estadios de huevo, ninfa y adulto (Wallis, 1951). Las hembras depositan huevecillos que se sujetan a las hojas por un pedicelo, las ninfas pasan por cinco estadios que transcurren en el envés de las hojas, para después transformarse en adultos (Bayer, 2008).

Huevecillos: Son pedunculados de forma oval anaranjado-amarillento, con corion brillante y un pequeño filamento en uno de sus extremos con el que se adhiere a las superficies de las hojas (Marín *et al.*, 2002).

Primer estadio ninfal: Aplanado, forma oval, cabeza y cefalotórax redondeado, presentan coloración anaranjada o amarilla, antenas cortas, ojos anaranjados. El tórax con paquetes alares poco notables (Marín, 2004). Abdomen bien definido, setas a la periferia del tegumento y la división del cuerpo no está bien diferenciada (Marín *et al.*, 2002). Presentan poco movimiento (Becerra, 1989).

Segundo instar: Aplanado, cabeza de color amarillo, presentan dos setas sensoras. Los ojos son naranja oscuro, tórax verde amarillento con los paquetes alares visibles; presenta abdomen amarillo con un par de espiráculos en cada uno de los primeros segmentos (Marín, 2004).

Tercer instar: La segmentación entre cabeza, tórax y abdomen es notoria. La cabeza de color amarilla, ojos rojizos. El tórax y abdomen verde-amarillento, se observan bien los paquetes alares en el mesotórax y metatórax (Marín *et al.*, 2002;) presenta segmentación en las patas (Becerra, 1989).

Cuarto instar: La cabeza y las antenas presentan las mismas características del estadio anterior, patas bien definidas, dos espuelas en la parte terminal de las tibias posteriores, segmentos tarsales y un par de uña. Los paquetes alares bien definidos (Garza y Rivas, 2003; Becerra, 1989). En los cuatro primeros segmentos abdominales presenta un par de espiráculos (Marín, 2004).



Figura 15.- Morfología de *B. cockerelli* a) adultos. b) adultos copulando. c) huevecillos. d) instares ninfales de *B. cockerelli*.

Quinto instar: La segmentación entre la cabeza, tórax y abdomen está bien definida. La cabeza y el abdomen son verde-claro y el tórax tiene una tonalidad más oscura. Las antenas están seccionadas en dos partes, la parte basal es gruesa y la apical filiforme, ojos de color guinda. Los paquetes alares sobresalen del resto del cuerpo. Abdomen semicircular con un par de espiráculos en cada uno de los cuatro primeros segmentos (Marín, 2004).

Adulto: Marín *et. al.*, (2002) indica que los adultos miden 1.58 mm de largo y 0.66 mm de ancho, tienen la apariencia de chicharras pequeñas. El color varía de amarillo pálido o verde claro y después a colores como gris o negro. En la cabeza presenta varias manchas blancas, ojos grandes de color café, antenas filiformes; en la división con el tórax hay una franja café. El tórax es de color amarillo ámbar, con manchas café claro, manchas blancas redondeadas y paralelas, alas membranosas y en forma de tejado sobre el abdomen.

La hembra tiene cinco segmentos abdominales visibles más un segmento genital de forma cónica, en la parte media dorsal poseen una banda blanca en forma de “Y”, mientras que en los machos tienen seis segmentos abdominales y un segmento genital, el cual se encuentra plegado sobre la parte media dorsal del abdomen y da la apariencia de pinzas (Marín *et. al.*, 2002)

Biología y Ciclo de vida.

El ciclo biológico de *B. cockerelli* varía de acuerdo a las condiciones ambientales por lo que algunos autores difieren en sus reportes: La hembra ovípara más de 500 huevecillos durante un período de 21 días (Garza y Rivas, 2003). Cada hembra deposita entre 1 y 11 huevecillos por día en el envés y borde de las hojas (Becerra, 1989), los cuales requieren de 3 a 15 días para incubarse; la ninfa pasa por 4 instares en 14 a 17 días, requiriéndose alrededor de 30 días desde la cópula hasta la formación del nuevo adulto (Garza y Rivas, 2003). El insecto completa su ciclo biológico en aproximadamente 30 días con una proporción sexual

obtenida de 1:1 (Montero, 1994).

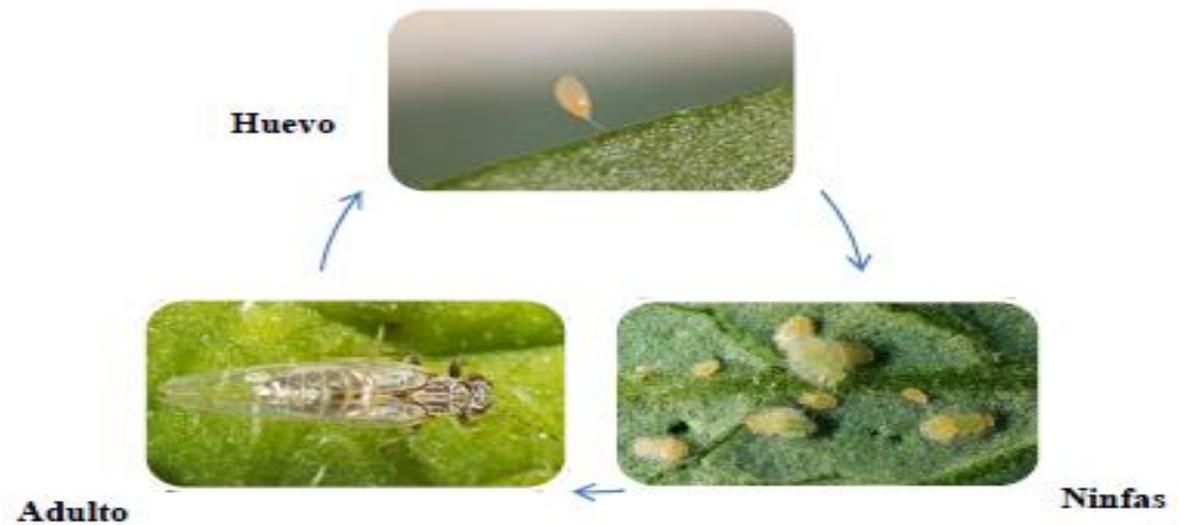


Figura 16.- Ciclo de vida de *B. cockerelli*.
Daños

Tanto los adultos como las ninfas se alimentan succionando la savia de las plantas y causa daños directos e indirectos. Los primeros son ocasionados por la succión de la savia, al mismo tiempo que le inyectan sustancias que dañan las células (toxiníferas) por lo que se interfiere la producción de clorofila, lo que hace que las plantas adquieran un aspecto amarillento y raquítico, lo que se conoce como amarillamiento del psílido. Se detienen su crecimiento, presentan síntomas de sequía, las hojas maduras se enrollan, los entrenudos se acortan, abortan la flor, pudiendo llegar a morir prematuramente (Garzón, 1984; Garzón, 2002).

Los daños indirectos se relacionan con la transmisión de fitoplasmas que provocan las enfermedades infecciosas conocidas como permanente en tomate, zebra chip y punta morada en papa transmitido por *Candidatus Liberibacter*. También al alimentarse secreta mielecilla, sobre la que se desarrolla la fumagina que causa un ennegrecimiento de las hojas, afectando de esta forma la fotosíntesis (Garzón, 2005; Garzón, 2003, Munyaneza *et al.*, 2007; Garzón, 1984; Garzón, 2002).



Figura 17.- Daños directos e indirectos ocasionados por *B. cockerelli*

Amarillamiento por el psílido

El amarillamiento causado por psílidos es una enfermedad sistémica que infecta toda la planta de papa y otras solanáceas (Carter, 1939). Las plantas con síntomas de amarillamientos incluyen una reducción en el crecimiento, falta de vigor en el nuevo follaje, clorosis o enrojecimiento / color púrpura de las hojas, deformación basal de hojas, entrenudos acortados y engrosadas, linfáticos agrandados, tubérculos aéreos, senescencia prematura y muerte de la planta (Pletsch, 1947; Citado por Butler y Trumble, 2012).

Candidatus Liberibacter solanacearum

El principal vector de *Ca. Liberibacter solanacearum* es *B. cockerelli* (Sulc.) o el psílido de la papa y el tomate, esta es una plaga que afecta a las plantas principalmente por su mecanismo de alimentación, el cual consiste en un aparato bucal tipo picador–chupador, que está armado con un estilete forado por dos ductos, uno de entrada y uno de salida. En la planta, las ninfas y/o adultos introducen el estilete hasta el floema; por uno de los conductos el insecto succiona la savia u por otro inyecta su saliva a la planta, este tipo de alimentación produce daños directos, como amarillamiento de hojas, entrenudos acortados, retraso del crecimiento de las plantas e indirectos por la transmisión de procariones y fitoplasmas (Beltran, 2014; Garzón *et al.*, 2005).

Permanente del tomate

Ca. Liberibacter solanacearum (Sin. *Ca. L. psyllaourous*), está asociado como responsable de la enfermedad Permanente del tomate y Punta morada de la papa-manchado del tubérculo (Zebra chip) (OIRSA, 2015). En el caso de México, el *Permanente del tomate*, inicia con una clorosis de los bordes y un enrollamiento de las hojas inferiores que adquieren una estructura quebradiza, con un verde intenso y brillante. Las flores se secan (aborto). Las plantas quedan achaparradas, más verdes de lo normal y finalmente se tornan amarillentas, secándose por fungosis en la raíz, causada por el debilitamiento de la planta y mayor susceptibilidad al ataque de otros patógenos (Garzón *et al.*, 2005).

Punta morada de la papa

Los síntomas de PM se observan de los 10 a 15 días después de la infección o de 75 a 80 días después de la siembra; las plantas enfermas se observan raquílicas con las hojas acartonadas y dobladas hacia el haz en forma de “taco”, abultamiento de las yemas axilares de los tallos (tubérculos aéreos), aborto prematuro de las flores, coloración morada de las hojas apicales con el resto del follaje amarillento (cuando la infección ocurre desde el inicio del desarrollo), necrosis vascular, acortamiento de entrenudos y síntomas de zebra chip (University of California, 2005).

Zebra chip

Las papas afectadas por la enfermedad presentan retraso del crecimiento, clorosis, entrenudos hinchados, proliferación de yemas axilares, tubérculos aéreos, pardeamiento del sistema vascular y la muerte prematura de la planta. Las papas que se procesan a partir de tubérculos infectados presentan vetas de color marrón oscuro intenso, de ahí el nombre Zebra chip (Munyaneza *et al.*, 2007).

Plantas Hospederas

El psílido tiene un amplio rango de hospederos cultivados y silvestres en plantas de 40 familias aproximadamente, donde destacan las solanáceas cultivadas y silvestres, como Papa (*Solanum tuberosum*), tomate (*Lycopersicon esculentum*), chile (*Capsicum annum*), tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa*), toloache (*Datura ferox*), tomate silvestre (*Lycopersicon esculentum* var. *Cerasiforme*), tabaco (*Nicotiana tabacum*), hierba mora (*Solanum nigrum*) y mala mujer (*Solanum rostratum*) (Garzón, 2003; Ferguson *et al.*, 2001; University of California, 2005; Bujanos *et al.*, 2007). Según Vargas (2005), encontró 32 especies de malezas donde se ha encontrado al psílido.

Estrategias de Manejo

Control cultural

Existen diversas formas de control contra *B. cockerelli* como es por medio de prácticas culturales como destrucción de fuentes de infestación eliminando plantas hospederas en el margen del cultivo y lotes adyacentes (Avilés, 2002).

Control químico

Para la implementación de controles químicos en toda estrategia efectiva del manejo de la resistencia a plaguicidas se debe buscar minimizar la selección o el uso de un solo tipo o grupo químico de productos (IRAC, 2007).

En la práctica, la alternancia, secuencias o rotaciones de compuestos de diferente modo de acción entre estos están, Organofosforados: aplicaciones con Clorpirifós, Piretroides: Bifentrina y Piretrinas, Neonicotinoides: Thiametoxam, Acetamiprid, Clotianidin y Thiacloprid, Spinosines: Spinosad, Avermectinas: Abermectinas, Pyriproxyfen y Fenoxicarb, Buprofezin, Acaricidas e insecticidas METI: Piridaben, Fenpiroximato. Derivados de ácidos tetrónicos: Spiromesifen, así como las Diamidas antranilicas: Clorantraniliprol y Ciantraniliprol (Díaz *et al.*, 2002; Lopez, *et al.*, 2003; Avilés *et al.*, 2005; IRAC, 2007; Dupont, 2014). Así como Valenzuela (2003) reporta eficiente las mezclas de Endosulfán +

Lambdacyhalotrina y Metamidofós + Permetrina. Existen materiales llamados tóxicos físicos, los aceites minerales actúan para bloquear cualquier proceso fisiológico de manera mecánica contra *B. cockerelli* (Ramírez, 2008).

Control biológico

Este control se basa en la regulación por medio de enemigos naturales como lo son parasitoides y depredadores, entre los principales se encuentran *Tetrastichus triozae* (Hymenoptera: Eulophidae), *Geocoris decoratus* (Hemiptera: Geocoridae), *Nabis ferus* (Hemiptera: Nabidae), *Chrysoperla carnea* (Neuroptera: Chrysopidae) y *Hippodamia convergens* (Coleoptera: Coccinellidae), y entomopatogenos, uno de los principales hongos entomopatogenos para el control de *B. cockerelli*, es el uso de *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* (Clavicipitaceae) y *Paecilomyces fumosoroseus* (Trichocomaceae) (Knowlton, 1931; Wallis, 1951; Bravo, 2006; Rojas, 2009).

Control legal

Aun no existe una norma oficial para evitar la dispersión de *B. cockerelli*, pero se ha considerado la Norma Oficial Mexicana (NOM-081-FITO-2001), referente al manejo y eliminación de focos de infestación de plagas, mediante el establecimiento o reordenamiento de fechas de siembra, cosecha y destrucción de residuos debido a 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 (SAGARPA, 2001).

MATERIALES Y MÉTODOS

El estudio se realizó en el periodo de abril a agosto del año 2016, en el laboratorio de Nematología del Departamento de Parasitología de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, en Saltillo, Coahuila, México, cuyas coordenadas geograficas corresponde a los 25° 22" latitud norte, 101° longitud oeste con altitud de 1743 msnm. Con el fin de establecer diversos bioensayos, se realizaron colectas sobre poblaciones de escama de San José (*Q. perniciosus*) y ácaro de dos manchas (*T. urticae*) de hojas de árboles de manzano y durazno respectivamente, ambos colectados en huertos comerciales, mientras que paratryoza (*B. cockerelli*) fue colectada en hojas del cultivo de tomate y mosquita blanca (*B. tabaci*) en el cultivo de chile; ambas en invernaderos del Departamento de Parasitología, establecidos en la Universidad.

Se establecieron cuatro experimentos bajo condiciones controladas, usando 6 tratamientos con 4 repeticiones para cada bioensayo, dando un total de 24 unidades experimentales, con excepción de los bioensayos establecidos con *B. cockerelli*, donde se utilizaron 6 repeticiones para un total de 36 unidades experimentales. Los tratamientos empleados se basaron en aceites minerales solos y en mezclas con Diazinon, además de un tratamiento con Benevia que se compararon con un testigo sin aplicación.

Tabla. 1. Tratamientos a evaluar para el control de Escama de San José y el acaro de dos manchas

Tratamiento	Dosis
Testigo sin aplicación	-----
Tecno oil 100 EW	0.2% A.M.
Tecno oil 100 EW + Diazinon	0.2% A.M. + 0.3 ml D.
Tecno Agro 8010 EW	0.2% A.M.
Tecno Agro 8010 EW + Diazinon	0.2% A.M + 0.3 ml D.
Benevia (Ciantraniliprole)	0.2 ml B.

A.M. =Aceite mineral, D.= Diazinón, B.=Benevia

Tabla. 2. Tratamientos a evaluar para el control de mosquita blanca *Bemisia tabaci* y paratrioza *Bactericera cockerelli*

Tratamiento	Dosis
Testigo sin aplicación	-----
Tecno oil 100 EW	2% A.M.
Tecno oil 100 EW + Diazinon	2% A.M. + 0.3 ml D.
Tecno Agro 8010 EW	2% A.M.
Tecno Agro 8010 EW + Diazinon	2% A.M + 0.3 ml D.
Benevia (Ciantraniliprole)	0.2 ml B.

A.M. =Aceite mineral, D.= Diazinón, B.=Benevia

Los parámetros evaluados en los tratamientos fueron: *a)* evaluación de la mortalidad a las 24 y 48 horas, *b)* evaluación del efecto de mortalidad sobre ninfas, huevecillos, mientras que en el caso del ácaro se evaluó en huevecillos ninfas y adultos, y *c)* evaluar el potencial de uso de los aceites en mezclas con Diazinón.

En los cuatro bioensayos se utilizó una misma metodología para la evaluación de los tratamientos de acuerdo a cada especie. Primeramente se realizó la colecta del material infestado necesario a evaluar para cada tratamiento y repetición, el cual fue trasladado al laboratorio en bolsas de plástico o papel y colocado a temperatura ambiente. Se seleccionaron de 1 a 3 ramas para cada unidad experimental de del ensayo de escama San José. Es necesario señalar que el material menos infestado fue el de escama San José ya que presentaba una alta mortalidad natural por provenir de una población invernante. El conteo de referencia para escama implicó levantar la cubierta y determinar si el individuo

estaba vivo o muerto. A las 24 y 48 horas se tomaron muestras diferentes a las de referencia, ya tratadas con las aspersiones correspondientes.

Para los bioensayos con ácaros, mosca blanca y paratrioza se tomaron de una a tres hojas por unidad experimental para el conteo del número de individuos en pre-aplicación para conocer la densidad de población antes de los tratamientos. Se utilizó un microscopio estereoscópico con el cual se contabilizó el número de ninfas y huevecillos de mosca blanca y paratrioza; mientras que en el caso de arañita se contabilizó adultos, ninfas y huevecillos vivos y muertos. El criterio de muerte, se consideró como tal a los individuos que no podían desplazarse más del largo de su cuerpo, o no se encontraban turgentes o no presentaron movimiento tras un estímulo con agujas de disección.

Se utilizaron dos concentraciones de aceites minerales (Tecno Oil 100 EW y Tecno Agro 8010 EW) al 0.2% y 2% para los cuatro bioensayos. Los aceites minerales al 0.2% se utilizaron en los bioensayos de la escama de San José y ácaro de dos manchas, mientras que los aceites minerales al 2% fueron evaluados en los bioensayos de mosquita blanca y paratrioza. Para los tratamientos con mezclas de insecticidas se utilizaron los aceites minerales (Tecno Oil 100 EW y Tecno Agro 8010 EW) en mezcla con Diazinon 25% C.E a 0.3 ml (1.5 L•ha) + 200 ml de los aceites minerales. Además se incluyó en los bioensayos el producto comercial Benevia a 0.2 ml (1 L•ha) (Ciantraniliprol), por un grupo nuevo de insecticidas. Para dosificar todas las soluciones se usaron jeringas de 5 ml y una probeta de 500 ml de capacidad.

Las hojas se colocaron sobre su haz en recipientes de plástico de 500 ml de capacidad; el envés fue asperjado con un atomizador manual después del conteo de referencia, colocando posteriormente las tapas previamente etiquetadas. Se realizó un registro de la mortalidad de los individuos post-aplicación a las 24 y 48 horas, y se determinó cuantitativamente la eficiencia de una muestra poblacional para una ventana de respuesta biológica (rango de 0 a 100 % de mortalidad).

Diseño Experimental y Análisis Estadístico

Se utilizó un diseño experimental completamente al azar para los cuatro bioensayos. Para el análisis estadístico los datos de la mortalidad de insectos tales como mosca blanca, arañita, paratrioza y escama, fueron transformadas mediante transformación arcoseno $\sqrt{(\text{porcentaje de mortalidad})/100}$, antes del análisis de varianza (Segnini, 2008; Dicovski, 2010). Las variables indicadas fueron sometidos a análisis de varianza o ANVA con un nivel de significancia del ($P < 0,05$) seguida de una prueba de comparación de medias, con la prueba de Tukey, por medio del programa Statistical Analysis System (SAS, 2002).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los resultados del presente trabajo se presentaran a través de la descripción de cada ensayo los cuales se enuncian a continuación

Ensayo 1: Eficiencia de los tratamientos sobre poblaciones de escama de San José (*Q. perniciosus*)

Los resultados para el bioensayo de la escama San José se muestran en la tabla 3. La mortalidad para hembras a las 24 hrs presenta dos grupos estadísticos marcados con las letras A y B. Los marcadores con la letra A ofrecieron el más alto porcentaje de mortalidad que van de 84 a 93.9% a diferencia del testigo el cual aparece marcado con la letra B con solo 75% de mortalidad la cual es natural o proveniente de una etapa invernante. Vale la pena destacar que los tratamientos 3 y 5 a base de las mezclas de aceites minerales + Diazinon son los más efectivos y diferentes estadísticamente al testigo; los aceites minerales solos tuvieron un porcentaje de control intermedio en comparación a las mezclas, pero superiores al testigo.

En la segunda columna de la tabla 3 a las 48 hrs muestra un ligero incremento en la mortalidad en todos los tratamientos. Nuevamente la prueba de separación de medias forma dos grupos estadísticos A y B. Para el interés de este ensayo se destacan los tratamientos marcados con la letra A los cuales alcanzaron una mortalidad que va de 89 a 94% y son estadísticamente diferentes al testigo marcado con la letra B con 81.8% de mortalidad. Vuelven a sobresalir los tratamientos 3 y 5 en base a las mezclas de dos aceites minerales + Diazinon, además del tratamiento 6 a base de Benevia.

El tratamiento más representativo a las 48 hrs pertenece al insecticida Benevia, el cual obtuvo el nivel más alto de control, posteriormente lo siguen los aceites minerales + Diazinon, donde se observa que, tanto Tecno Oil 100 EW y Tecno Agro 8010 EW, comparten porcentajes similares; se demuestra que a pesar de la diferencia específica en sus composiciones, no reflejan una diferencia estadística entre sí (Tabla 3). Es importante destacar que el valor obtenido por los tratamiento de las mezclas, tienen un comportamiento similar al registrado en la literatura por un tratamiento estándar comercial a base de un aceite mineral 2% + Clorpirifos 0,07 % a pesar de que solo llevan un 0.2% de aceite (referencia).

El último nivel de efectividad pertenece a los dos aceites minerales aplicados en forma individual, los cuales representaron los niveles más bajos de control, solo superando al testigo.

Tabla. 3. Promedios de la mortalidad de escama San José en hembras, machos y población en conjunto a las 24 y 48 horas de aplicación.

Tratamientos	MORTALIDAD (%)					
	HEMBRAS		MACHOS		CONJUNTO	
	24 Hrs*	48 Hrs*	24 Hrs*	48 Hrs*	24 Hrs*	48 Hrs*
Testigo	75.04 B	81.81 B	82.41 C	86.79 B	78.73 C	84.30 C
Ac. M. 1	84.92 AB	83.90 B	87.83 ABC	87.91 B	86.37 ABC	85.91 C
Ac. M. 1 + D	93.92 A	91.92 A	94.77 A	93.50 AB	94.34 A	92.71 AB
Ac.M 2	84.64 AB	89.25 AB	84.53 BC	90.32 AB	84.58 BC	89.78 BC
Ac.M 2 + D	90.55 A	91.45 A	90.93 ABC	96.09 A	90.74 AB	93.77 AB
Benevia	88.44 AB	94.19 A	92.74 AB	95.42 A	90.59 AB	94.80 A

Los tratamientos marcados con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a Tukey (P<0,05).

*Promedios originales para su análisis fueron transformados a la función arcoseno $\sqrt{(\text{porcentaje de mortalidad})/100}$.

En la tabla 3 en su tercera columna, se muestra la mortalidad alcanzada en escamas machos donde el análisis señala tres grupos estadísticos marcados con la letra A, B y C y sus traslapes. Sobresalen nuevamente los tratamientos 3 y 5 a base de las mezclas del aceite mineral + Diazinon además del tratamiento 6 a base de Benevia con mortalidades superiores al 90% y diferentes al testigo marcado con la letra C con 82.4%.

En la columna 4 de la tabla 3 se muestra la mortalidad a las 48 hrs, donde se organizan dos grupos estadísticos el A y B. Todos los tratamientos marcados con la letra A presentaron una mortalidad superior al 90%, donde nuevamente los mejores resultados se obtuvieron con las mezclas de aceite mineral + Diazinon, mientras que el testigo presentó 86.8% de mortalidad y aparece marcado con la letra B.

El análisis de mortalidad sobre formas conjuntas (hembras y machos) se presenta a las 24 hrs conformando tres grupos estadísticos marcados con las letras A, B y C. Marcados con la letra A, siguen destacando las mezclas + Diazinon y el tratamiento de Benevia con mortalidades superiores al 90% diferenciándose del testigo el cual aparece marcado con la letra C con 78.7% de mortalidad. La misma tendencia se presentó en la columna 6 a las 48 hrs después de aplicados los tratamientos.

El ensayo contra escama San Jose muestra que los tratamientos más consistentes son la mezcla de Tecno Oil 100 EW + Diazinon y la mezcla de Tecno Agro 8010 EW + Diazinon, además del tratamiento con Benevia, tanto en hembras como machos y en el análisis conjunto.

Los resultados muestran que el valor de mortalidad en el testigo concuerda con resultados de investigaciones precedentes. González (1981a) observó 18,7% de mortalidad en uno de sus ensayos, Pless *et. al.* (1995) hallaron valores más elevados, donde obtuvieron cerca del 25% y Lurie *et. al.* (1998) registraron un 34%. Estos valores de mortalidad pueden parecer elevados en relación a otras plagas, pero una de las razones más lógicas es que se deba a la alta tasa de mortalidad sobre la etapa invernante (Rice y Jones, 1997), las cuales están sometidas a una alta mortalidad natural.

En relación a los aceites minerales, Sazo *et. al.* (2008) ya habían establecido que en un bajo nivel de infestación, una aplicación de aceite mineral o Pyriproxyfen logran reducir el número de ninfas fijadas en ramillas, obteniendo un efecto similar a una aplicación de Clorpirifos.

En otro estudio Bently *et al.* (2000) establecen que una aplicación de aceite mineral solo funciona adecuadamente en ciruelos tardíos, sin la necesidad de adiciones de organofosforados o reguladores de crecimiento a un nivel bajo de infestación. Esta información difiere de lo registrado en este estudio donde la mezcla de aceite mineral + Diazinon fue más efectiva que los tratamientos de aceites solos.

Ensayo 2: Eficiencia de los tratamientos sobre diversos estadios de ácaro de dos manchas (*T. urticae*)

Los resultados para el bioensayo de ácaro de dos manchas se muestran en la tabla 4; nuevamente la prueba de separación de medias forma dos grupos estadísticos A y B en la evaluación de adultos y ninfas a las 24 y 48 hrs mostrando la misma tendencia de control en el cual todos los tratamientos obtuvieron un control total al 100% en comparación al testigo, donde permanece toda la población viva, demostrando que los aceites minerales (Tecno Oil 100 EW y Tecno Agro 8010 EW), a una concentración de 0.2% mostraron efectividad comparable a la aplicación de las mezclas con Diazinon y el Benevia. Todos los tratamientos a excepción del testigo fueron efectivos para controlar formas móviles de ninfas y adultos del ácaro de dos manchas.

Tabla. 4. Promedios de la mortalidad de diversos estadios de ácaro de dos manchas a las 24 y 48 horas de aplicación.

Tratamientos	MORTALIDAD (%)					
	ADULTOS		NINFAS		HUEVECILLOS	
	24 Hrs*	48 Hrs*	24 Hrs*	48 Hrs*	24 Hrs*	48 Hrs*
Testigo	0.00 B	0.00 B	0.00 B	0.00 B	0.00 A	0.00 A
Ac. M. 1	100 A	100 A	100 A	100 A	0.00 A	0.00 A
Ac. M. 1 + D	100 A	100 A	100 A	100 A	0.00 A	0.00 A
Ac.M 2	100 A	100 A	100 A	100 A	0.00 A	0.00 A
Ac.M 2 + D	100 A	100 A	100 A	100 A	0.00 A	0.00 A
Benevia	100 A	100 A	100 A	100 A	0.00 A	0.00 A

Los tratamientos marcados con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a Tukey (P<0,05).

*Promedios originales para su análisis fueron transformados a la función $\arcsen \sqrt{(\text{porcentaje de mortalidad})/100}$.

Contrario a lo observado en formas móviles, en la columna 5 y 6 referente a huevecillos del ácaro de dos manchas se puede observar una diferencia muy marcada, en la cual ninguno de los tratamientos tuvo un efecto de control. Todos los tratamientos se mantuvieron con una mortalidad de 0%, formándose un solo grupo estadístico marcado con la letra A. Es decir que ninguno de los

tratamientos tuvo un efecto ovicida. Esto puede ser debido a la baja concentración de los aceites al 0.2% evaluados.

Se puede apreciar que todos los tratamientos resultaron ser tóxicos para los estadios móviles como ninfas y adultos a comparación de huevecillos, no sólo en cuanto a la mortalidad alcanzada, sino también en la rapidez de actuación. Basándose en los resultados de este trabajo, según Chueca (2009) indica que las concentraciones recomendables para un control adecuado de los tres estados de *T. urticae* deberían oscilar entre 1,0 y 2,0 %. Donde los formulados de aceites con mayor número medio de carbonos parafínicos (nC) son más eficaces. Pearce *et. al.* (1942), Riehl (1988) y Agnello (2002), han obtenido resultados similares, en el sentido de que se consigue mayor eficiencia cuando el producto está hecho a base de aceites con mayor número de carbonos. Lo anterior señala que un incremento en la concentración puede lograr la mortalidad en huevecillos pero es necesario considerar posibles efectos de fitotoxicidad, principalmente cuando se aplique al follaje.

Ensayo 3: Eficiencia de los tratamientos sobre estadios de huevecillos y ninfas de mosquita blanca (*B. tabaci*)

En la tabla 5, se muestran los resultados para los bioensayos realizados en mosquita blanca, en su primera columna se presentan los resultados del estadio en ninfas de mosquita blanca donde el análisis estadístico señala dos grupos marcados con la letras A y B; el grupo A incluye a todos los tratamientos evaluados a excepción del testigo, con mortalidades que van desde 85.19 al 98.47% en comparación al testigo marcado con la letra B; sobresalen los tratamientos 3 y 5 a base de las mezclas del aceite mineral + Diazinon además del tratamiento 6 a base de Benevia y el Tecno Agro 8010 EW con mortalidades superiores al 92%.

En su segunda columna, se muestran las mortalidades alcanzadas en ninfas de mosquita blanca a las 48 hrs, donde el análisis muestra dos grupos estadísticos marcados con la letra A y B. Sobresalen nuevamente los tratamientos 3 y 5 a base de las mezclas del aceite mineral + Diazinon, además del tratamiento 6 a base de Benevia con mortalidades de 96%; los tratamientos 3 y 5 fueron los únicos que presentaron mortalidades cerca del 100%. El tratamiento con Benevia y los aceites minerales, mostraron una similar eficacia a las mezclas, donde los aceites minerales solos presentan mortalidades desde el 89% de control, lo cual es muy destacable (Tabla 5).

En la columna 3 de la tabla 5 se muestra la mortalidad a las 24 horas sobre huevecillos de mosquita blanca, donde se organizan dos grupos estadísticos A y B. Todos los tratamientos marcados con la letra A presentaron una mortalidad superior al 38.89% con una mayor acción por parte del tratamiento 2 y 3 a base de Tecno Oil 100 EW solo y en mezcla con Diazinon, con mortalidades alcanzadas de 57.99 y 66.22%, seguidas del tratamiento 6 a base de Benevia con mortalidades de 49.52%. Todos estos tratamientos son diferentes al testigo, no obstante; los efectos de control son relativamente bajos en comparación a lo observado en ninfas.

En la columna 4 de la tabla 5 se muestra la mortalidad a las 24 horas sobre huevecillos de mosquita blanca, donde se organizan dos grupos estadísticos A y B. Con mortalidades a partir del 48.12%, sobresaliendo los tratamientos 3 y 4 a base de la mezcla de aceite mineral Tecno Oil 100 EW + Diazinon y Agro 8010 EW con mortalidades alcanzadas de 74.30 a 74.89%, seguidas del tratamiento a base de Tecno Oil 100 EW con mortalidades de 73%, mientras que los tratamientos 5 y 6 a base de aceite mineral Tecno Agro 8010 EW + Diazinon y Benevia, donde no hubo un incremento relevante en comparación de los demás tratamientos, alcanzando una mortalidad de 48.21 y 54.21%. Al igual que en la evaluación a las 24 hrs los efectos de control son relativamente bajos en comparación a lo observado en ninfas.

Tabla. 5. Promedios de la mortalidad de diversos estadios de mosquita blanca 24 y 48 horas de aplicación.

Tratamientos	MORTALIDAD (%)			
	NINFAS		HUEVECILLOS	
	24 Hrs*	48 Hrs*	24 Hrs*	48 Hrs*
Testigo	0.00 B	0.00 B	0.00 B	0.00 B
Ac. M. 1	85.19 A	89.24 A	66.22 A	73.12 A
Ac. M. 1 + D	92.91 A	99.98 A	57.99 A	74.89 A
Ac.M 2	93.06 A	94.74 A	35.44 A	74.30 A
Ac.M 2 + D	98.47 A	99.94 A	38.86 A	48.21 A
Benevia	93.89 A	96.24 A	49.52 A	54.21 A

Los tratamientos marcados con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a Tukey (P<0,05).

*Promedios originales para su análisis fueron transformados a la función arcoseno $\sqrt{(\text{porcentaje de mortalidad})/100}$.

Estos resultados son similares a los encontrados por Butler *et al.* (1993) los cuales evaluaron el efecto de aceites al 1 %, contra ninfas de *B. tabaci* en tomate; encontrando que la mortandad fluctuó entre 86 y 99%. No obstante, todos los aceites mostraron alguna actividad residual, en todos los casos la eficacia de control de los aceites aumenta a lo largo del tiempo.

Horowitz y colaboradores (1997) obtuvieron resultados similares a los obtenidos sobre *B. tabaci*, en mezcla de Abamectina al 1%, donde señalan que la mezcla origina una mayor toxicidad del insecticida y señalan que el aceite mineral claramente incrementa la penetración de la Abamectina en el tejido; en este sentido Agnello (2002) indica que existe una discrepancia entre la eficiencia de aceites, dependiendo del método de destilación, en cual puede variar entre aceites.

Ensayo 4: Eficiencia de los tratamientos sobre los estadios de huevecillos y ninfas de paratrioza (*B. cockerelli*)

En la tabla 6, se muestran los resultados para los bioensayos realizados en paratrioza, en su primera columna se presentan los resultados del estadio en ninfas de paratrioza a las 24 horas, donde el análisis estadístico señala tres grupos marcados con las letras A, B y C. Los tratamientos marcados con la letra A ofrecieron el 100% de mortalidad, seguidos del tratamiento 2 marcado con la letra B a base de Tecno Oil 100 EW con mortalidad del 96.65%, en comparación al testigo marcado con la letra C el cual no presenta mortalidad.

En la segunda columna de la tabla 6 a las 48 horas se muestra la prueba de separación de medias formando dos grupos estadísticos marcados con las letras A y B. Los tratamientos marcados con la letra A son estadísticamente iguales y ofrecen un alto porcentaje de control que va del 98.96 al 100% por lo que se concluye que todos los tratamientos son eficaces para control de ninfas a las 48 horas. Solo el testigo marcado con la letra B presenta un 0% de control.

Tabla.6. Promedios de la mortalidad sobre diversos estadios de paratrioza a las 24 y 48 horas de aplicación.

Tratamientos	MORTALIDAD (%)			
	NINFAS		HUEVECILLOS	
	24 Hrs*	48 Hrs*	24 Hrs*	48 Hrs*
Testigo	0.00 C	0.00 B	0.00 A	0.00 C
Tecno Oil 100 EW	96.65 B	98.96 A	17.89 A	52.93 A
Tecno Oil 100 EW + D	100 A	100 A	6.67 A	21.39 ABC
Tecno Agro 8010 EW	100 A	100 A	3.92 A	24.26 ABC
Tecno Agro 8010 EW + D	100 A	100 A	0.00 A	3.70 BC
Benevia	100 A	100 A	13.57 A	40.80 AB

Los tratamientos marcados con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo a Tukey (P<0,05).

*Promedios originales para su análisis fueron transformados a la función arcoseno $\sqrt{(\text{porcentaje de mortalidad})/100}$.

En la columna 3 de la tabla 6 se muestra la mortalidad a las 24 horas sobre huevecillos de paratrioza, donde se organizan un grupo estadístico marcado con la letra A. presentando un bajo efecto ovicida en todos los tratamientos que vario de 0 al 17.89%.

En la columna 4 de la tabla 6 se muestra la mortalidad sobre huevecillo de paratrioza, donde la prueba de separación de medias forma tres grupos estadísticos marcados con las letras A, B y C; en el grupo A cubre los tratamientos con mayor mortalidad donde se incluyen los aceites, Tecno Oil 100 EW y Tecno Agro 8010 EW, la mezcla de Tecno Oil 100 EW + Diazinon y el tratamiento a base de Benevia con mortalidades desde 21.39 a 52.93%; el tratamiento 5 a base de mezclas de Tecno Agro 8010 EW + Diazinon marcado con la letra B se presento como el menos efectivo. El testigo aparece sin mortalidad marcado con la letra C y es estadísticamente diferente a los tratamientos marcados con la letra A. Los efectos de control son relativamente bajos en comparación a lo observado en ninfas.

La acción de los aceites sobre ninfas, se presenta como muy efectivos para mantener bajas las poblaciones de *B. cockerelli*. Al respecto, Macia *et al.* (2013) con psílicos de *Diaphorina citri* encontraron resultados comparables a estos, donde los tratamientos de aceite mineral a concentraciones de 1 y 2% mostraron una disminución de ninfas de 91.6 y 92.8 %; estas investigaciones aseguran que los aceites de petróleo asperjados al follaje son efectivos contra ninfas, además de demostrar la mortalidad significativa en huevecillos del psílido. Cocco y Hoy (2008) demostraron que las aspersiones con aceite al 2% son efectivas contra ninfas del primero y segundo instar de paratrioza. Mostrando que es importante el hecho de la selección del tipo de aceite ya que existen diferencias entre aceites y su eficiencia entre las mezclas.

CONCLUSIÓN

Con base a los resultados obtenidos en esta investigación se concluye que la aplicación de los aceites minerales (Tecno Oil 100 EW y Tecno Agro 8010 EW), pueden ser considerados una interesante alternativa en los programas de MIP.

Los tratamientos más consistentes para el control de escama San José son las mezclas de Tecno oil 100 EW + Diazinon y Tecno Agro 8010 EW + Diazinon, además del tratamiento con Benevia, tanto en hembras como machos y en el análisis conjunto.

Todos los tratamientos fueron efectivos para controlar formas móviles de ninfas y adultos del acaro de dos manchas; ningún tratamiento tuvo efecto ovicida.

Todos los tratamientos evaluados contra ninfas de mosquita blanca fueron efectivos; para el estadio de huevecillos destacan los tratamientos a base de Tecno Oil 100 EW, la mezcla de Tecno Oil 100 EW + Diazinon y aceite Tecno Agro 8010 EW.

Los tratamientos evaluados para el control de ninfas de paratrioza fueron efectivos; para el estadio de huevecillos los más destacados fueron el aceite mineral Tecno Oil 100 EW y Benevia.

LITERATURA CITADA

- Al-Jabr A. M. 1999. Integrated Pest Management of Tomato/Potato Psyllid *Paratrioza cockerelli* (Sulc) (Homoptera: Psyllidae). Thesis for the Degree of Doctor of Philosophy. 14 Pp.
- Agnello, A. 2002. Petroleum-derived spray oils: chemistry, history, refining, and formulation., In G. A. C. Beattie, D. M. Watson, M. L. Stevens, D. J. Rae, and R. N. Spooner-Hart [eds.], Spray Oils Beyond 2000: Sustainable Pest and Disease Management. University of Western Sydney. pp. 2-18
- Agromundo, S/F, Ficha técnica Diazinón, recuperado de: www.agromundo.com fecha de consulta: 20 de junio 2016
- Agrosoluciones, 2016, Benevia, recuperado de: http://www.dupont.mx/busca.html?ss=&site=default_collection&output=xml_no_dt_d&q=benevia&SiteSearch_SiteSearch2Button fecha de consulta: 16 septiembre 2016
- Allen W.R., B. Tehrani, R. Luft 1993. Effect of horticultural oil, insecticidal soap, and film-forming products on the western flower thrips and the tomato spotted wilt virus. Plant Disease 77(9), 915-918.
- Anaya R. S. y Romero N.J. 1999. Hortalizas plagas y enfermedades. Ed. Trillas primera Edición. Mexico. 544 pp.
- Andreas, S.C. 1996. Muestreo de moscas blancas. Metodología para el estudio y manejo de moscas blancas y geminivirus. Centro Agronómico de Investigación y Enseñanza. Unidad de fitoprotección. Serie Materiales de Enseñanza No. 37. Turrialba, Costa Rica..
- Avila V. J. 1989. Evaluacion de nueve tratamientos de insecticidas para el control de Bemisia tabaci Gennadius en chile serrano, Memorias de XXIV Congreso de Entomología. Universidad de las Américas-SME- SANDOZ- INIFAP. Cholula, Puebla, México. Pp. 351.
- Avilés, G. M. C. 1999. Situación actual de la mosquita blanca *Bemisia tabaci* Genn. En el estado de Sinaloa. SARHDGSV- CNRCB-Fundación Tecnológica de Sinaloa. Culiacán. Pp. 15-19.
- Avilés, G., M. C.; J. A. Garzón. T.; A. Marín. J. A. y Caro M.P.H. 2002. El Psílido del tomate *Bactericera cockerelli* (Sulc): biología, ecología y su control. Memorias del taller sobre *Bactericera cockerelli* (Sulc): Como plaga y vector de fitoplasma en hortalizas. Culiacán, Sinaloa, México. Pp. 21-35.
- Avilés-González M. C., F. Domínguez A. J. J. Wong P y S. Velarde F. 2005. "Distribución vertical del psílido del tomate *Bactericera (=Paratrioza) cockerelli* (Sulc.) en el cultivo de chile bell en la Cruz de Elota, Sinaloa, México". Segunda Convención Mundial de Chile. pp. 113-119.

- Aucejo-Romero, S., Gómez-Cadenas, A. and Jacas-Miret, J.A., 2004, Effects of NaCl-stressed citrus plants on life-history parameters of *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae). *Exp Appl Acarol* 33:55-68.
- Badii, M.H., Landeros, J. and Cerna, E., 2011, Regulación poblacional de ácaros plaga de impacto agrícola. *Daena Int J Good Conscienc* 5:270-302.
- Bayer. 2008, Descripción de pulgón saltador, recuperado de: <http://www.bayercropscience.com.pe/web/index.aspx?articulo=515>. fecha de consulta: 26 de mayo 2016
- Bayer, 2017, Escama de San José, Crop Science Chile, recuperado de: <http://www.cropscience.bayer.cl/soluciones/fichaproblema.asp?id=1043> 1/1 fecha de consulta: 14 julio 2016
- Becerra, A.F. 1989. Biología de *Paratrioza cockerelli* (Sulc.) y su relación con la enfermedad "permanente del tomate" en el Bajío. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma de Querétaro, Facultad de Ciencias Químicas. Querétaro, Qro., México. 55 p.
- Beltran Beache M. 2014. "Inducción de resistencia en tomate (*Solanum lycopersicum* L.) a *Candidatus Liberibacter solanacearum*, mediante la aplicación de alcaloides". Tesis Maestría Parasitología Agrícola. UAAAN, Buenavista, Saltillo, Coahuila.
- Bentley, W.; Martin, L.; Rice, D.; Ribiero, B. and Day, K. 2000b. Further investigation in the management of San Jose Scale with narrow range horticultural oil. *KAC Plant Protection Quarterly*, 10(4): 5-6.
- Borror, J.D. Triplehorn, Ch, A., Johnson, N.F., 1989, An introduction the study of insects, Saunder College Publishing, EUA. 6 Edition. 875 pp.
- Bradley R.H.E., C.A. Moore, C.C. Pond 1966. Spread of potato virus Y curtailed by oil. *Nature* 209, 1370-1371.
- Bravo M. E., 1989, Plagas de los Frutales, Centro de Entomología y Acarología C.P., Montecillo México D.F. pp 132-135.
- Bravo M., E. 1996. Evaluación del parasitismo natural de mosca blanca en los Valles Centrales de Oaxaca. In: Memorias del XIX Congreso Nacional de Control Biológico. Noviembre de 1996. Culiacán, Sinaloa.
- Bravo, L. G. A.; Galindo, G. G. y Amador, D. R. M. 2006. Tecnología de producción de chile seco. (INIFAP) Instituto nacional de investigaciones forestales agrícolas y pecuarias, Campo experimental Zacatecas. 5:110.
- Brown J.K. 1993, Evaluación crítica sobre los biotipos de mosca blanca en America de 1989 a 1992, En: Las Moscas Blancas (Homóptero: Aleyrodidae) en America central y el Caribe L. Hijie; O. Arboleda (eds.), CATIE, Turrialba, Costa Rica p. 1-9
- Bujanos M.R., J.A. Garzón T. y A. Marín J. 2007. Manejo Integrado del pulgón saltador *Bactericera* (=Paratrioza) *cockerelli* (Sulc.) (Hemiptera: Psyllidae) en los cultivos

de solanáceas en México. Conferencias sobre paratíozia, virosis y mercados en hortalizas. Memoria Técnica No. 3. SAGARPA-INIFAP. pp. 5-21.

Butler, G.D. 1982, Development of sweet potato whitefly and temperature in imperial agricultural, EUA, p 4.

Butler, G.D. Jr, T. J. Heneberry; P. A. Stansly and D. J. Schuster. 1993. Insecticidal effects of selected soaps, oils detergents on the sweetpotato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) Florida Entomologist 76 (1): 161-167.

Butler CD, Trumble JT, 2012, El psílido de la papa, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae): historia de la vida, relación con enfermedades de las plantas y estrategias de gestión. Comentarios de artrópodos terrestres, 2:87-111.

Cabello T., Carricondo I., L. & Belda J.E., 1996. Biología y control de las especies de mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum* (Gen.) y *Bemisia tabaci* (West.) (HOM.; ALEYRODIDAE) en cultivos hortícolas en invernaderos. Junta de Andalucía. Sevilla: 96 pp.

Castaños C.M., 1993. Horticultura manejo simplificado. Universidad Autónoma Chapingo. México. 527 pp.

Cervantes M., J.F. 1991. Insectos chupadores y minadores que afectan hortalizas. En: Plagas de hortalizas y su manejo en México. Centro de Entomología y Acarología. Colegio de Postgraduados y Sociedad Mexicana de Entomología. México. pp. 1-19.

Chapman P. J., Riehl L. A., Pearce G. W. 1952. Oil sprays for fruit trees. The Yearbook of Agriculture. United States Department of Agriculture. Washington D. D. 5 pp.

Chueca P., Garcera, Molto E., Jacas J., Urbaneja A., Piña T., 2009, Los aceites minerales pueden ser una alternativa al uso de acaricidas para el control de araña roja, Levante Agrícola, 2º Trimestre, España.

Costa, A. S. 1969, Whiteflies as virus vectorial, in viruses, vector and vegetation, interscience, EUA. Pp. 95-119.

Cocco A, Hoy MA. Toxicity of Organosilicone Adjuvants and Selected Pesticides to the Asian Citrus Psyllid (Hemiptera: Psyllidae) and Its Parasitoid *Tamarixia radiata* (Hymenoptera: Eulophidae). Florida Entomologist 2008; 91: 610-620

Cyrus Adivardi, 2001, Iran Entomology an Introduction, Springer, vol. 1, Iran, Pag. 628

Davidson R.H. Lyon W.F. 1992, Plagas de insectos agrícolas y de jardín, Limusa Noriega Editores, México D.F. pp 430.433

Davidson, N. A., J. E. Dibble, M. L. Flint, P. J. Marer, and A. Guye. 1991. Managing Insects and Mites with Spray Oils. University of California Division of Agriculture and Natural Resources Publication 3347.

- Diario Oficial de la Federación 1997, NOM-020-FITO-1995 Norma Oficial Mexicana por la que se establece la campaña contra la mosquita blanca, Secretaría de Agricultura, Ganadería y Desarrollo Rural. 3-5 pp.
- Diario Oficial de la Federación 1995, NORMA Oficial Mexicana (con carácter de emergencia) NOM-EM-027-FITO-1995, Por la que se establece la campaña contra la mosquita blanca, Secretaría de Agricultura, Ganadería y Desarrollo Rural. 3-5 pp.
- Díaz G., O., A. Cruz R, N. Bautista M. y J. C. Rodríguez M. 2002. "Manejo del psílido del tomate *Paratrioza cockerelli* (Sulc.) en invernadero". En: Romero N. J., J. G. Estrada V. y A. Equihua M. Entomología Mexicana. Vol.1. Soc. Mex. de Entomología. P. 265
- Dicovskiy Riobóo, 2010, Unidad III, Estadística, Carrera Industrial, Sede UNI Norte. P.10
- Dupont LM (1979). En el flujo de genes entre *Tetranychus urticae* Koch, 1836 *Tetranychus cinnabarinus* (Boisduval) Boudreaux, 1956 (Acari: Tetranychidae): Sononomy entre las dos especies. Entomología experimentalis et Applicata, 25, 297-303.
- Dupont 2013 Hoja de datos de seguridad, DuPont Corp Protection, Wilmington USA.
- Dupont 2014 Dupont Benevia control de insectos. Recuperado de http://www.dupont.com.ar/content/dam/assets/products-and-services/crop-protection/assets/Brochure_Benevia.pdf fecha de consulta: 24 febrero 2016
- Ebeling W. R. 1951. Subtropical Entomology. Lithotype Process Co. San Francisco, California - USA. 2-3 pp.
- Ebeling A., 1959. Subtropical Fruit Pests. University of California, División of Agricultural Sciencies. 1-3 pp.
- Faria, M.; Wraight, S. 2001. Biological control of *Bemisia tabaci* with fungi. Crop protection 20: 767-778.
- Fasulo, T. R., University of Florida and Denmark H. A. 2000. Twospotted spider mite. Originally published as DPI Entomology Circular 89. Publication number EENY-150. Recuperado de: http://entnemdept.ufl.edu/creatures/orn/twospotted_mite.htm Fecha de consulta: 15 de Diciembre 2016.
- Ferguson, G., E. Banks and F. Hannah. 2001. Potato Psyllid - A new pest in greenhouse tomatoes and peppers. OMAFRA. Recuperado de: <http://www.omafra.gov.on.ca/english/crops> fecha de consulta: 7 de mayo de 2016
- Fernández et al., 1961. Efecto del uso de aceites minerales de verano sobre la fauna de artrópodos de manzanos (*Malus domestica* bork.) y sus implicancias agronómicas sobre el cultivo, la madurez y conservación de los frutos. Revista peruana de entomología agrícola vol. 4 - Nº 1

- Flores, O., A.; I. Alemán. N. M. Notarios. Z. 2004. Alternativas para el manejo de la punta morada de la papa. En memorias simposio punta morada de la papa. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila. Pp.40-64.
- Gallardo, A., C. Vásquez, J. Morales y J. Gallardo. 2005. Biología y enemigos naturales de *Tetranychus urticae* en pimentón. Manejo Integrado de Plagas y Agroecología. Costa Rica. 74:34-40.
- Garrido, A. and Ventura, J.J. 1993, Plagas de los cítricos. Bases para el manejo integrado. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación, Dirección general de Sanidad de la Producción Agraria, Madrid, España.
- Garza, E., U. y A. Rivas M. 2003. Manejo Integrado de las Plagas del Chile y Jitomate en la Zona Media de San Luis Potosí.
- Garzón, T. J. A. 1984. "Enfermedad del permanente del jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) en Celaya, Guanajuato". Resúmenes del XI Congreso Nacional de Fitopatología. San Luis Potosí. Soc. Mex. de Fitopatología, A. C. P. 138.
- Garzón, T., J. A. 2003. Asociación de *Bactericera cockerelli* Sulc con enfermedades en papa (*Solanum tuberosum*) y tomate (*Lycopersicon esculentum* Mil. Ex Fawn) en México. Taller de *Bactericera cockerelli*. Ixtapa, Zihuatanejo, Guerrero. pp. 19-82.
- 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, Sinaloa, México. 100 p.
- Garzón-Tiznado J. A., J. A. Garzón-Ceballos, S. Velarde-Félix, A. Marín-Jarillo y O. G. Cárdenas-Valenzuela 2005. "Ensayos de transmisión del fitoplasma asociado al 'permanente del tomate' por el psílido *Bactericera cockerelli* (Sulc.) en México".
- Gentile, A. & F. Summers. 1958. The biology of San José scale on peaches with special reference to the behavior of males and juveniles. Hilgardia 27(10): 269-285
- Gill R.J. 1990. The morphology of whiteflies, In Whiteflies: Their Bionomics, Pest. Status and Management Edit. Dan Gerling intercepts Ltd. Andover Hants UK. Pp. 13 46.
- Godfrey, L. D. 2011. Pest Notes: Spider Mites. Integrated Pest Management for Home Gardeners and Landscape Professionals. UC ANR Publication 7405.pp. 1-4
- Gómez R.J. 1997. Especies de mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae), sus hospederos y parasitoides en el Noreste de México, Tesis de Maestría, UAAAN, Saltillo, Coah, México, 72 pp.
- Gonzales R.H. 1981a Biología y Ecología y Control de la Escama San José en Chile. Publicaciones en Ciencias Agrícolas No.9
- González R.H. 1981b, Eficacia de las estrategias de control prefloral de piojo San José ("*Quadraspidiatus perniciosus*" Comstock) en frutales de pepita de producción integrada, Fruticultura profesional, ISSN 1131-5660, N°112, 2000 (Ejemplar dedicado a: Producción integral II), pp. 74-82.

- González R.H. 1985, Calculo de días grado en el pronóstico de ataque de la escama de San José *Quadraspidiatius perniciosus*, Rev. Frutícola, 6(1):3-8.
- González R.H. 1989, Universidad de Chile, Manejo de plagas y enfermedades en frutales y uva de mesa, Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales, Departamento de Sanidad Vegetal, Publicaciones Misceláneas Agrícolas No. 30, Santiago de Chile, pp 57-62.
- Greenpeace, 2017. Agricultura ecológica, Recuperado de: <http://www.greenpeace.org/espana/es/Trabajamosen/Transgenicos/Soluciones-y-demandas/Agricultura-ecologica/> Fecha de consulta 06 de Mayo del 2017
- Herbert, H.J. 1981. Biology, life tables, and innate capacity for increase of the twospotted spider mite, *Tetranychus urticae* (Acarina: Tetranychidae). Canadian Entomologist. 113(5):371-378.
- Hernandez R.F. 1972, Estudios sobre la mosquita blanca *Trialeurodes vaporariorum* (West), en el estado de Morelos, Agri, Técnicas en México, 3 (55):165-172 PP.
- Hernández del Ángel, F. A.; Y. Jasso P.; N. C. Cárdenas O.; B. I. Juárez F. y J. Fortanelli M. 2000. Actividad de *Chrysactinia mexicana* Gray y *Tagetes lucida* Cav. sobre *Sitophilus zeamais*. Memorias del VI Simposio Nacional sobre Sustancias Vegetales y Minerales en el Combate de Plagas. Acapulco, Guerrero, México.
- Hernández *et al.*, 2002. El empleo de aceites minerales, vegetales y de pescado en el Control Integrado de plagas y enfermedades del viñedo, Bol. 28, 223-237 pp.
- Hernández E. O., 2015, Fluctuación poblacional de insectos plaga en seis variedades de chile (*Capsicum annuum* L.) Tesis de licenciatura, UAAAN, Tlaxiaco, Coahuila, Mexico.
- Herrera J. M. 1961. Situación fitosanitaria de los principales cultivos del valle en la campaña 1959-60. Estación Experimental Agrícola de Cañete. Informe Especial Nº 3.
- Hijie, L. Costa, H.S. and Stanil, P.A. 2001. Cultural practices for managing Bemisia tabaci and associated viral diseases, Crop, Prot 20: 801-812.
- Horowitz, AR, Z. Mendelson, y I. Ishaaya. 1997. Efecto de la Abamectina mezclada con aceite mineral en el camote mosca blanca (Homoptera: Aleyrodidae). Journal of Económico Entomología 90: 349-353.
- IRAC, E. 2007. Manejo de insecticidas en mosca blanca y paratíroza en México. Recuperado de: <http://www.horticultivos.com/component/content/article/42-rokstories/516-manejode-insecticidas-en-mosca-blanca-y-paratíroza-en-mexico>. Consultada el 15 de abril del 2016.
- Jacas, J.A. and Urbaneja, A. 2010. Biological Control in Citrus in Spain: from classical to conservation biological control. In Ciancio, A., and Mukerji, K. G. (ed.) Integrated

- Management of Plant Pests and Diseases. Springer Netherlands, Dordrecht, NL. p. 61- 72.
- Jacas, J.A. and Urbaneja, A. 2008. Control biológico de plagas agrícolas. Jacas, J.A. and Urbaneja, A. (ed.) M.V. Phytoma España, S.L., 496 Valencia, Spain.
- Knowlton, G. F. & Janes, M. J. 1931. Studies on the biology of *Paratrioza cockerelli* (Sulc). Ann. Entomol. Of America Soc. 24:283-291.
- Koppert México. 2013. Arañas rojas. Recuperado de: http://koppert.com.mx/pdf/f_arana_roja.pdf Fecha de consulta: 12 de enero 2017.
- Landis, D.A., Wratten, S.D. and Gurr, G.M. 2000. Habitat management to conserve natural enemies of arthropod pests in agriculture. Annu Rev. Entomol 45:175-201.
- Larral D., Ripa S., 2009, Aceites minerales en manejo integrado de plagas en cítricos, frutas y viñas, INIA Tierra adentro, republica de chile, 21-22 Pp.
- López M. M., R. Gastélum L., M. C. Olivas O., J. L. Corrales M. 2003. "Experiencia con *Paratrioza cockerelli* Sulc. (Homoptera: Psyllidae) en tomate grape variedad 'Santa' y berenjena *Solanum melongena*". En: Memorias VI Congreso Internacional en Ciencias Agrícolas. UABC-ICA, CESVBC, Fundación produce BC, SAGARPA. Mexicali, B.C. Pp. 670-675.
- Losada B. 1948. Conferencia sobre biología de los insectos de los citrus y sistemas de control. Circular Informativa N9 11 de la Zona Técnico Administrativa del valle del Cauca. Buga, Colombia.
- Lurie, S. Fallik, E. Klein, J. Kozar, F. and Kovac, K. 1998. Postharvest heat treatment of apples to control of San Jose Scale (*Quadraspidiotus perniciosus* Costock) and blue mold (*Penicillium expansum* Link) and mantain fruit firmness. *HortScience*, 123(1): 110-114.
- Macía-Rodríguez *et al.*, 2013. Insecticidas de bajo impacto ambiental para el control de *Diaphorina citri* (Hemiptera: Psyllidae) en limón persa en "la fortuna", Revista Bio Ciencias, Universidad Autónoma de Nayarit, Nayarit, México. ISSN 2007-3380 2(3): 154-161 pp.
- Macke, E., Magalhaes, S., Khan, H.D.T., Luciano, A., Frantz, A., Facon, B. and Olivieri, I. (2011) Sex allocation in haplodiploids is mediated by egg size: evidence in the spider mite *Tetranychus urticae* Koch. *Proc Royal Soc Biol Sci* 278:1054-1063.
- Marin 1986, Biología y Morfología de la "escama San José" *Quadraspidiotus perniciosus* (comst.), Rev. Per. Ent. 29: 81-87
- Marín, J.A., J.A. Garzón T., A. Becerra F., C. Mejía A., R. Bujanos M. y F.K. Byerly M. 1995. Ciclo biológico y morfología de salerillo *Paratrioza cockerelli* (Sulc.) (Homóptera: Psyllidae) vector de la enfermedad "permanente del jitomate" en el Bajío. CATIE. Manejo integrado de plagas. 38:25-32

- Marín, J. A. 2004. Biología, ecología e identificación de insectos vectores en el cultivo de papa. Memorias de la XXI Semana Internacional del Parasitólogo; Simposium Punta Morada de la Papa, Saltillo, Coahuila, México. pp 84-96.
- Marín, J. A. Garzón, A. Becerra, C. Mejía, R. Bujanos, y K.F. K Byerly 2002. Ciclo biológico y morfología del salerillo *Paratrioza cockerelli* (Sulc) (Homóptera: Psyllidae), como vector de la enfermedad "permanente del jitomate" en el Bajío. En Memoria del taller sobre *Paratrioza cockerelli* (Sulc) como plaga y vector de fitoplasmas en hortalizas. Culiacán, Sinaloa, México. pp. 37-45.
- Martínez, C., J.J. 1993. Monitoreo de mosquita blanca *Bemisia tabaci* Gennadius (Homóptera: Eleyrodidae) con trampas amarillas y distribución vertical de sus estados inmaduros en soya. Memoria XXVIII Congreso Nacional de Entomología. Cholula, Puebla.
- Martínez-Ferrer, M.T., Jacas, J.A. and Ripollés, J.L. 2004, La araña roja, *Tetranychus urticae*: métodos de muestreo y umbrales económicos de tratamiento en clementinos. Phytoma España 164:53-58.
- Martínez-Ferrer, M.T., Jacas, J.A., Ripollés-Moles, J.L., and Aucejo-Romero, S. 2005, Sampling plans for *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) for IPM decisions on Clementines in Spain IOBC/wprs Working Group "Integrated Control in Citrus Fruit Crops" Lisboa, Portugal.
- Metcalf, R.L. y Lukmann, W.H., 1994; Introducción al manejo de plagas de insectos, segunda reimpresión. Mexico D. F. Pp 535
- Meyer, M.K.P. 1987, African Tetranychidae (Acari: Prostigmata) - with reference to the world genera. Entomology Memoir, Department of Agriculture and Water Supply, Republic of South Africa 69:1-175.
- Migliori A., J.B. Quiot, G. Labonne, J.P. Bourdon, F. Lauriant, M. Frevdier, L.Y. Renaud 1998. Mineral oil, a means of preventive control. Control of Plum Pox Virus, agent of Sharka, which is spread by aphids in nurseries. 507, 32-35.
- Moraes, G.J. and Flechtmann, C.H.W., 2008, Manual de Acarologia: Acarologia básica e ácaros de plantas cultivadas no Brasil. Holos Editora, Ribeirão Preto.
- Munyaneza, J. E.; Corsslin, J. M. and Upton, J. E. 2007. Association of *Bactericera cockerelli* (Homoptera: Psyllidae) whit "Zebra Chip," a new potato disease in southwestern United States and México. *J. Econ. Entomol.* 100:656.663.
- Naranjo E., S., L.A. Cañas y P.C. Ellsworth. 2004. Mortalidad de *Bemisia tabaci* en un sistema de cultivos múltiples. Horticultura Internacional No. 43. 21 p.
- Nava-Camberos U., M. C. Avilés, A. A. Fu-Castillo. 2004. Muestreo y umbrales de acción de plagas en hortalizas. En: Memoria de manejo de plagas en los Cultivos de tomate, chile y pepino. Culiacán, Sinaloa. México. pp: 17-24.
- Nuez V., F., R. Gil O. y J.C. Costa G. 2003. El cultivo de pimientos, chiles y ajíes. Grupo Mundi-Prensa. México, D.F. 611 p.

- Nyrop, J., English-Loeb, G. and Roda, A. 1998. Conservation biological control of spider mites in perennial cropping systems. In Barbosa, P. Ed. Conservation biological control. San Diego, California, USA.
- OIRSA, 2015, El psílido de la papa y tomate *Bactericera (=Paratrioza) cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae): ciclo biológico; la relación con las enfermedades de las plantas y la estrategia del manejo integrado de plagas en la región del OIRSA, San Salvador, El Salvador.
- ONU para la Agricultura y la Alimentación, 2003. Código Internacional de Conducta para la Distribución y Utilización de Plaguicidas Recuperado de: <http://www.fao.org/DOCREP/006/Y4544S/Y4544S00.HTM> Acceso: 18 de Agosto de 2016
- Ortega, A. L. D. 2008a. Bioecología de las moscas blancas. In: moscas blancas: temas selectos sobre su manejo. Infante, G. S. Editorial Colegio de Postgraduados-Mundi Prensa. México, D. F. 146 p.
- Park, Y.L. and Lee, J.H. 2002. Leaf cell and tissue damage of cucumber caused by twospotted spider mite (Acari: Tetranychidae). J Econ Entomol 95:952-957.
- Paulson, G.S. and W. Beardsley J. 1985. Whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) egg pedicel insertion into host plant stomata. Ann. Ent. Soc. Am. 78:506-508
- Pearce, G. W., P. J. Chapman, and W. S. Avens. 1942. The efficiency of dormant type oils in relation to their composition. Journal of Economic Entomology 35:211-220.
- Pless, C.; Deyton, D. and Sams, C. 1995. Control of San Jose Scale, and European Red Mite on Dormant Fruit Trees with Soybean Oil. *HortScience*, 30(1): 94-97.
- Porcuna J., 2011a, Ácaros, *Panonychus citri*, *Tetranychus urticae*, *Tetranychus evansi*, *Aculops lycopersici*, Servicio de Sanidad Vegetal. Valencia, 1-2 pp.
- Porcuna J. 2011b, Aceites minerales, Ficha técnica insumos, Servicio de Sanidad Vegetal, Valencia.1-2 pp.
- Porta *et al.*, 1984, Peral-Manzano guía práctica de tratamientos, Dilagro S.A. Ediciones pp. 83-87.
- Prado C. E. 1985, Escama de San José: Importante plaga en frutales de hoja caduca, subestación experimental la cruz, IPA la platina No 29.
- Primo, E. & Carrasco, J., 1986. Química Agrícola II. Plaguicidas y Fitorreguladores. Volúmen II. Editorial Alhambra. España. Pp. 3-4.
- Productores de Hortalizas, 2006, Plagas y Enfermedades del tomate, Guía de identificación y manejo, una publicación de Meister Media Worldwide.
- Quintanilla R. II-, 1994G. Zoología Agrícola. Editorial "El Ateneo". Buenos Aires.

- Ramírez G. M., E. Santamaría C.E., Méndez R.J., Ríos F.J., Hernandez S.J., 2008, evaluación de insecticidas alternativos para el control de paratrioza (*Bactericera cockerelli* B.y L.) (Homoptera: Triozidae) en el cultivo de chile jalapeño (*Capsicum annum* L.), Revista Chapingo Serie Zonas Aridas, Bermejillo, Dgo., 76: 47-56.
- Reyes Cruz H.; J. del Real S. y A. Castro P. 2000. Manejo Integral de plagas con el uso de insecticidas botánicos y control Biológico, Una experiencia de la Costa de Oaxaca. Memorias del I Simposio Internacional y IV Nacional sobre sustancias vegetales y minerales en el combate de plagas. Acapulco, Guerrero, México.
- Riehl, L. A.1988. Update, 1981-1987, of developments in mineral spray oils. Proceedings of the Sixth International Citrus Congress. pp.1253-1267.
- Rice, R.E. and R.A. Jones. 1997. Control of San Jose Scale in stone fruits. KAC Plant Protection Quarterly, 7: 4-6.
- Richards, B.L. 1928. A new and destructive disease of the potato in Utah and its relation to the potato Psyllid. Proc, Potato assoc. Amer. 14:94.
- Rodríguez, H. C. 2000. Plantas contra plagas. Potencial práctico de ajo, anona, nim, chile y tabaco. RAAPAN. RAAA. México. p. 133.
- Rojas P. R., Rodríguez- Leyva E., Lomelí- Flores, T-X Liu. 2009. Ciclo de vida de *Tamarixia triozae* (Himenóptera; Eulophidae) parasitoide de *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Triozidae) En: Libro de Memorias: XXXII Congreso Nacional de Control Biológico. Pp. 153-156.
- Sá, A.P. 2012. Gestión integrada de la araña roja *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae): optimización de su control biológico en clementinos. Tesis Doctoral. Universidad Politécnica de Valencia. 140 pp.
- SAGARPA. 2001. Secretaria de Agricultura, Ganadería, desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. Dirección General de Sanidad Vegetal. Norma Oficial Mex. NOM-082-FITO-2001. <http://www.sagarpa.gob.mx>
- SAGARPA, 2003, Relación de los principales problemas fitosanitarios, Determinación del nivel riesgo fitosanitario para los cultivos de importancia económica en México. Recuperado de: http://www.sagarpa.gob.mx/agronegocios/Documents/potencialproductivo/especificos/problemas_fitosanitarios.pdf fecha de consulta: mayo 2016
- Sánchez, E. P. 1993. Campaña nacional contra mosquita blanca en el noreste de México, memorias del taller sobre control biológico de mosquita blanca, México PP.78-80.
- SARH, 1992, Guía fitosanitaria para el cultivo del frijol, serie Sanidad Vegetal, sistema producto frijol 5-12 pp
- Sazo, L., Araya, J. and Esparza, S. 2008. Control of San José Scale nymphs, *Diaspidiotus perniciosus* (Comstock), on almond and Apple orchards with

- pyriproxyfen, phenoxy carb, chlorpyrifos, and mineral oil. *Chilean Journal of Agricultural Research*, 68(3): 284-289 pp.
- Sazo R.L., 2012, Estrategias de control en pomáceas, Universidad de Chile, facultad de ciencias agronómicas 23 pp.
- SENASICA. 2009. En línea. Campaña: Manejo Fitosanitario de Maíz. Recuperado de [h:///C:/Users/PTC%20AT5/Downloads/Manejo%20Fitosanitario%20Maiz%2009_DELEGACION\(2\).pdf](h:///C:/Users/PTC%20AT5/Downloads/Manejo%20Fitosanitario%20Maiz%2009_DELEGACION(2).pdf) Fecha de consulta: 12 Enero 2017.
- SAS Institute. 2002. Language Guide for Personal Computers release 9.0 Edition. SAS Institute Cary N.C. USA.
- Segnini S. 2008. Fundamentos de Bioestadística. Anexo B: Transformación de datos, 1-5 pp.
- Simons J.N., T.A. Zitter 1980, Use of oils to control aphid-borne viruses. *Plant Disease* 64, 542-546.
- Soto Nieto, R. M.; B. I. Juárez F. y. Jasso P. 2000, Evaluación insecticida de *Parthenium incanum* y de *Zinnia* spp. en *Sitophilus zeamais*. Memorias del VI Simposio Nacional sobre Sustancias Vegetales y Minerales en el Combate de Plagas. Acapulco, Guerrero, México.
- Smith, E., and G. Pearce. 1948, the mode of action of petroleum oils as ovicides. *J. Econ. Entomol.* 41: 173-180.
- Stoetzel, M.E. 1989, Common names of the insects and the related organisms. *Entomol. Soc. Amer.* 199 pp
- Triplehorn, C.H. and N. F. Johnson 2005, Borror and Delong's introduction to the study of insects. Seventh Edition. Thomson books/cole. pp. 268-332.
- UAH, 2007, tema 12.- Toxicidad de organofosforados y carbamatos: mecanismos de acción de los plaguicidas organofosforados y carbamatos. Efectos sobre la transmisión nerviosa: Inhibición de la Acetilcolinesterasa. Diferencias interespecíficas de las esterasas, 1-5 pp.
- University of California. 2005. IPM pest management guidelines, recuperado de: Citrus <http://www.ipm.ucdavis.edu/PDF/PMG/pmgcitrus>, Fecha de consulta: Diciembre 2016
- University of California. 2017. IPM pest management guidelines, recuperado de: Citrus <http://www.ipm.ucdavis.edu/PDF/PMG/pmgcitrus>, Fecha de consulta: 07 Diciembre 2016
- Urias L., M. A. 2006. Principales plagas del mango en Nayarit, pp. 211–234. *In: El cultivo del mango: Principios y tecnología de producción.* V. Vázquez V. y M. H. Pérez B. (Eds.). Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Santiago Ixcuintla, Nayarit.

- Valenzuela V., G. 2003. Evaluación de insecticidas contra adultos de *Paratrioza cockerelli* Sulc. en tomate (*Lycopersicum esculentum* Mill). Valle de San Quintín, B. C. Tesis de Licenciatura en Ciencias Agropecuarias en el área de Protección Vegetal. Universidad Autónoma de Sinaloa. Facultad de Agronomía. 60 p.
- Vargas M. R. 1987, Control integrado de escama de San José, IPA La Platina N° 44.
- Vargas, C., I. I. 2005. Especies y fluctuaciones poblacionales de cicadelidos y psílicos positivos a fitoplasma en el cultivo de papa y maleza alledaña en Arteaga Coahuila. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila. 89 p.
- Villanueva J. 1976. Control químico de la mosquita blanca (*Bemisia tabaci*) en melon en el Valle de Apatzingan Mich. INIA. Mexico. Pp. 38.
- Wallis, R. L. 1951. El psílido de la papa. Los insectos y las legumbres. Pp 586-591.
- Willet, M., and P. H. Westigard. 1996. Using horticultural mineral oils to control orchard pests. Pacific Northwest Extension Publication. [PNW 328]. Oregon State University. Corvallis, OR. 12 pp.
- Zhang, Z.Q. 2003, Mites of Greenhouses: Identification, Biology and Control. CABI Publishing (ed.) 244 pp Wallingford, UK.

ANEXOS

Datos del bioensayo en escama San José

Tabla. 8. Porcentaje de mortalidad hembras a 24 hrs post aplicación

	1	2	3	4	Σ	\bar{X}
1	76.19	87.5	74.46	62	300.15	75.04

2	90.56	84.9	77.36	86.84	339.66	84.92
3	93.62	97.5	95.08	89.47	375.67	93.92
4	92.45	77.77	82.61	85.71	338.54	84.64
5	92.45	90.91	89.36	89.47	362.19	90.55
6	86.11	90.48	82.61	94.55	353.75	88.44

Tabla. 9 mortalidad de escama San José Transformación
arcoseno $\sqrt{(\%)/100}$

	1	2	3	4	Σ	\bar{X}
1	60.79	69.3	59.64	51.94	241.67	60.42
2	72.11	67.13	61.59	68.73	269.56	67.39
3	75.37	80.9	77.19	71.06	304.52	76.13
4	74.05	61.87	65.35	67.79	269.06	67.27
5	74.05	72.45	70.96	71.06	288.52	72.13
6	68.12	72.03	65.35	76.5	282	70.5

Tabla. 10. ANVA de la mortalidad de hembras de escama por acción de 5 tratamientos insecticidas y un testigo control a las 24 horas de aplicación.

Fuente	GL	Suma de cuadrados	Cuadrados de la media	F-Valor	Pr > F
Modelo	8	642.7768667	80.3471083	3.53	0.0169
Error	15	341.1523292	22.7434886		
Total Correcto	23	983.9291958			

$R^2=0.65$, $CV=6.91$,

***Indica significancia, contraste con valor de F a $P < 0.001$.

Tabla. 11. Porcentaje de mortalidad hembras a 48 hrs pos aplicación

	1	2	3	4	Σ	\bar{X}
1	78.57	80.39	87.04	81.25	327.25	81.81
2	87.23	86.8	81.58	80	335.61	83.90
3	91.23	90.7	96.61	89.13	367.67	91.92
4	90.38	88	89.47	89.13	356.98	89.25
5	91.67	93.48	89.74	90.91	365.8	91.45
6	91.23	95.92	97.3	92.31	376.76	94.19

Tabla 11. mortalidad Transformación arcoseno $\sqrt{(\%)/100}$

	1	2	3	4	Σ	\bar{X}
1	62.42	63.72	68.90	64.34	259.38	64.85
2	69.06	68.7	64.58	63.44	265.78	66.45

3	72.77	72.24	79.39	70.75	295.15	73.79
4	71.93	69.73	71.07	70.75	283.48	70.87
5	73.23	75.21	71.32	72.45	292.21	73.05
6	72.77	78.35	80.54	73.9	305.56	76.39

Tabla 12. ANVA de la mortalidad de hembras de escama por acción de 5 tratamientos insecticidas y un testigo control a las 48 horas de aplicación.

Fuente	GL	Suma de cuadrados	Cuadrados de la media	F-Valor	Pr > F
Modelo	8	435.2350167	54.4043771	7.66	0.0004
Error	15	106.4701167	7.0980078		
Total Correcto	23	541.7051333			

$R^2=0.80$, $CV=3.75$, ***Indica significancia, contraste con valor de F a $P < 0.001$.

Tabla. 13. Porcentaje de mortalidad machos a 24 hrs pos aplicación

	1	2	3	4	Σ	\bar{X}
1	83.33	89.58	77.55	79.19	329.65	82.41
2	91.11	93.18	84.78	82.26	351.33	87.83
3	94.34	94.83	94.74	95.16	379.07	94.77
4	87.23	85.45	74.07	91.38	338.13	84.53
5	93.48	93.02	88.89	88.33	363.72	90.93
6	93.1	87.88	94.64	95.35	370.97	92.74

Tabla 14. mortalidad Transformación arcoseno $\sqrt{(\%)/100}$

	1	2	3	4	Σ	\bar{X}
1	65.9	71.17	61.72	62.86	261.65	65.41
2	72.65	74.86	67.04	65.09	279.64	69.91
3	76.24	76.86	76.74	77.29	307.13	76.78
4	69.06	67.58	59.39	72.93	268.96	67.24
5	75.21	74.68	70.53	70.03	290.45	72.61
6	74.77	69.63	76.61	77.55	298.56	74.64

Tabla 15. ANVA de la mortalidad de machos de escama por acción de 5 tratamientos insecticidas y un testigo control a las 24 horas de aplicación.

Fuente	GL	Suma de cuadrados	Cuadrados de la media	F-Valor	Pr > F
--------	----	-------------------	-----------------------	---------	--------

Modelo	8	438.4591167	54.8073896	3.57	0.0132
Error	15	219.1301792	14.6086786		
Total Correcto	23	657.5892958			

$R^2=0.67$, $CV=5.38$, ***Indica significancia, contraste con valor de F a $P < 0.001$.

Tabla. 16. Porcentaje de mortalidad machos a 48 hrs pos aplicación

	1	2	3	4	Σ	\bar{X}
1	83.33	91.3	84.78	87.75	347.16	86.79
2	84.91	89.36	90.32	87.04	351.63	87.91
3	92.86	94.74	97.50	88.89	373.99	93.50
4	91.49	87.55	88.10	94.12	361.26	90.32
5	96.15	98.15	96.72	93.33	384.35	96.09
6	92.00	97.83	95.16	96.67	381.66	95.42

Tabla 17. mortalidad Transformación arcoseno $\sqrt{(\%)/100}$

	1	2	3	4	Σ	\bar{X}
1	65.90	72.85	67.04	69.51	275.30	68.83
2	67.14	70.96	71.87	68.9	278.87	69.72
3	74.5	76.74	80.90	70.53	302.67	75.67
4	73.04	69.34	69.82	75.97	288.17	72.04
5	78.68	82.18	79.57	75.03	315.46	78.87
6	73.57	81.53	77.29	79.49	311.88	77.97

Tabla. 18. ANVA de la mortalidad de machos de escama por acción de 5 tratamientos insecticidas y un testigo control a las 48 horas de aplicación.

Fuente	GL	Suma de cuadrados	Cuadrados de la media	F-Valor	Pr > F
Modelo	8	404.2064500	50.5258063	5.13	0.0032
Error	15	147.7703458	9.8513564		
Total Correcto	23	551.9767958			

$R^2=0.73$, $CV=4.25$, ***Indica significancia, contraste con valor de F a $P < 0.001$.

Datos del bioensayo en acaro de dos manchas

Tabla. 19. Porcentaje de mortalidad ninfas a 24 hrs post aplicación

	1	2	3	4	Σ	\bar{X}
1	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
2	100	100	100	100	400	100

3	100	100	100	100	400	100
4	100	100	100	100	400	100
5	100	100	100	100	400	100
6	100	100	100	100	400	100

Tabla 20. mortalidad Transformación arcoseno $\sqrt{(\%)/100}$

	1	2	3	4	Σ	\bar{X}
1	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
2	90	90	90	90	400	100
3	90	90	90	90	400	100
4	90	90	90	90	400	100
5	90	90	90	90	400	100
6	90	90	90	90	400	100

Tabla 21. ANVA de la mortalidad de ninfas de ácaros por acción de 5 tratamientos insecticidas y un testigo control a las 48 horas de aplicación.

Fuente	GL	Suma de cuadrados	Cuadrados de la media	F-Valor	Pr > F
Modelo	8	27000.00000	3375.00000	Infin	<.0001***
Error	15	0.00000	0.00000		
Total Correcto	23	27000.00000			

$R^2=1.0$, $CV=0$,

***Indica significancia, contraste con valor de F a $P < 0.001$.

Tabla. 22. Porcentaje de mortalidad ninfas a 48 hrs post-aplicación

	1	2	3	4	Σ	\bar{X}
1	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
2	100	100	100	100	400	100
3	100	100	100	100	400	100
4	100	100	100	100	400	100
5	100	100	100	100	400	100
6	100	100	100	100	400	100

Tabla 23. mortalidad Transformación arcoseno $\sqrt{(\%)/100s}$

	1	2	3	4	Σ	\bar{X}
1	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
2	90	90	90	90	400	100
3	90	90	90	90	400	100

4	90	90	90	90	400	100
5	90	90	90	90	400	100
6	90	90	90	90	400	100

Tabla 24. ANVA de la mortalidad de ninfas de ácaros por acción de 5 tratamientos insecticidas y un testigo control a las 48 horas de aplicación.

Fuente	GL	Suma de cuadrados	Cuadrados de la media	F-Valor	Pr > F
Modelo	8	27000.00000	3375.00000	Infin	<.0001***
Error	15	0.00000	0.00000		
Total Correcto	23	27000.00000			

R²=1.0, CV=0,

***Indica significancia, contraste con valor de F a $P < 0.001$.

Tabla 25. Porcentaje de mortalidad adultos a 24 hrs post- aplicación

	1	2	3	4	Σ	\bar{X}
1	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
2	100	100	100	100	400	100
3	100	100	100	100	400	100
4	100	100	100	100	400	100
5	100	100	100	100	400	100
6	100	100	100	100	400	100

Tabla 26. mortalidad Transformación arcoseno $\sqrt{(\%)/100}$ s

	1	2	3	4	Σ	\bar{X}
1	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
2	90	90	90	90	400	100
3	90	90	90	90	400	100
4	90	90	90	90	400	100
5	90	90	90	90	400	100
6	90	90	90	90	400	100

Tabla 27. ANVA de la mortalidad de adultos de ácaros por acción de 5 tratamientos insecticidas y un testigo control a las 24 horas de aplicación.

Fuente	GL	Suma de cuadrados	Cuadrados de la media	F-Valor	Pr > F
Modelo	8	27000.00000	3375.00000	10.00	<.0001***

Error	15	5062.50000	337.50000
Total Correcto	23	32062.50000	

$R^2=1.0$, $CV=0$, ***Indica significancia, contraste con valor de F a $P < 0.001$.

Tabla. 28. Porcentaje de mortalidad ninfas a 48 hrs post-aplicación

	1	2	3	4	Σ	\bar{X}
1	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
2	100	100	100	100	400.00	100
3	100	100	100	100	400.00	100
4	100	100	100	100	400.00	100
5	100	100	100	100	400.00	100
6	100	100	100	100	400.00	100

Tabla 29. mortalidad Transformación arcoseno $\sqrt{(\%)/100}$ s

	1	2	3	4	Σ	\bar{X}
1	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
2	90	90	90	90	400.00	100
3	90	90	90	90	400.00	100
4	90	90	90	90	400.00	100
5	90	90	90	90	400.00	100
6	90	90	90	90	400.00	100

Tabla 30. ANVA de la mortalidad de adultos de ácaros por acción de 5 tratamientos insecticidas y un testigo control a las 48 horas de aplicación.

Fuente	GL	Suma de cuadrados	Cuadrados de la media	F-Valor	Pr > F
Modelo	8	27000.00000	3375.00000	Infin	<.0001***
Error	15	0.00000	0.00000		
Total Correcto	23	27000.00000			

$R^2=1.0$, $CV=0$, ***Indica significancia, contraste con valor de F a $P < 0.001$.

Tabla. 31. Porcentaie de mortalidad huevecillos a 24 hrs post-aplicación

	1	2	3	4	Σ	\bar{X}
1	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
2	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
3	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
4	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
5	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
6	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00

Tabla 32. mortalidad Transformación arcoseno $\sqrt{(\%)/100}$ s

	1	2	3	4	Σ	\bar{X}
1	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
2	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00

3	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
4	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
5	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
6	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00

Tabla 33. ANVA de la mortalidad de huevecillos de ácaros por acción de 5 tratamientos insecticidas y un testigo control a las 24 horas de aplicación.

Fuente	GL	Suma de cuadrados	Cuadrados de la media	F-Valor	Pr > F
Modelo	8	0.00000	0.00000	.	.
Error	15	0.00000	0.00000		
Total Correcto	23	0.00000			

R²=0, CV=0,

***Indica significancia, contraste con valor de F a $P < 0.001$.

Tabla. 34. Porcentaie de mortalidad huevecillos 48 hrs post-aplicación

	1	2	3	4	Σ	Ẋ
1	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
2	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
3	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
4	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
5	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
6	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00

Tabla 35. mortalidad Transformación arcoseno $\sqrt{(\%)/100s}$

	1	2	3	4	Σ	Ẋ
1	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
2	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
3	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
4	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
5	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
6	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00

Tabla 36. ANVA de la mortalidad de huevecillos de ácaros por acción de 5 tratamientos insecticidas y un testigo control a las 48 horas de aplicación.

Fuente	GL	Suma de cuadrados	Cuadrados de la media	F-Valor	Pr > F
Modelo	8	0.00000	0.00000	.	.
Error	15	0.00000	0.00000		
Total Correcto	23	0.00000			

R²=0, CV=0,

***Indica significancia, contraste con valor de F a $P < 0.001$.

Datos del bioensayo en mosquita blanca

Tabla. 37. Porcentaje de mortalidad ninfas 24 hrs post-aplicación

	1	2	3	4	Σ	\bar{X}
1	0.00	0.00	0.00	0.00		
2	56.54	91.9	98.83	93.51	340.78	85.195
3	98.93	97.30	75.51	99.89	371.63	92.91
4	97.52	94.36	95.43	84.94	372.25	93.06
5	96.88	98.82	98.80	99.41	393.91	98.478
6	95.77	92.25	93.92	93.63	375.57	93.893

Tabla 38. Mortalidad Transformación arcoseno $\sqrt{(\%)/100}$ s

	1	2	3	4	Σ	\bar{X}
1	0.00	0.00	0.00	0.00		
2	48.76	73.46	83.79	75.24	281.25	70.3125
3	84.06	80.54	60.34	88.10	313.04	78.26
4	80.94	76.26	77.66	67.17	302.03	75.508
5	79.83	83.76	83.72	85.59	332.9	83.225
6	78.13	73.84	75.73	75.38	303.08	75.770

Tabla 39. ANVA de la mortalidad de ninfas de mosquita blanca por acción de 5 tratamientos insecticidas y un testigo control a las 24 horas de aplicación.

Fuente	GL	Suma de cuadrados	Cuadrados de la media	F-Valor	Pr > F
Modelo	8	19956.07552	2494.50944	30.40	<.0001***
Error	15	1230.81427	82.05428		
Total Correcto	23	21186.88978			

$R^2=0.94$, $CV=14.19$, ***Indica significancia, contraste con valor de F a $P < 0.001$.

Tabla. 40. Porcentaje de mortalidad ninfas 48 hrs post-aplicación

	1	2	3	4	Σ	\bar{X}
1	0.00	0.00	0.00	0.00		
2	63.69	97.62	99.17	96.49	356.966	89.24
3	99.92	100	100	100	399.92	99.98
4	99.07	95.06	98.48	86.35	378.96	94.74
5	100	99.76	100	100	399.76	99.94
6	96.93	96.32	95.86	95.88	384.99	96.248

Tabla 41. Mortalidad Transformación arcoseno $\sqrt{(\%)/100}$ s

	1	2	3	4	Σ	\bar{X}
--	---	---	---	---	----------	-----------

1	0.00	0.00	0.00	0.00		
2	52.95	81.13	84.77	79.20	298.05	74.51
3	88.38	90	90	90	358.38	89.60
4	84.47	77.16	82.92	68.32	312.87	78.218
5	90	87.19	90	90	357.19	89.298
6	79.91	78.94	78.26	78.29	315.4	78.85

Tabla 42. ANVA de la mortalidad de ninfas de mosquita blanca por acción de 5 tratamientos insecticidas y un testigo control a las 48 horas de aplicación.

Fuente	GL	Suma de cuadrados	Cuadrados de la media	F-Valor	Pr > F
Modelo	8	23312.23215		60.42	<.0001***
Error	15	723.42385	2914.02902		
Total Correcto	23	24035.65600	48.22826		

R²=0.97, CV=10.15, ***Indica significancia, contraste con valor de F a P < 0.001.

Tabla 42. Porcentaje de mortalidad huevecillos 24 hrs post-aplicación

	1	2	3	4	Σ	Ā
1	0.00	0.00	0.00	0.00		
2	95.45	71.43	17.65	80.33	264.86	66.22
3	53.85	75.69	31.63	70.80	231.97	57.99
4	33.67	28.24	26.92	52.94	141.77	35.44
5	39.99	61.73	25.50	28.21	155.43	38.86
6	18.00	46.33	60.46	73.30	198.09	49.52

Tabla 43. mortalidad Transformación arcoseno $\sqrt{(\%)/100}$ s

	1	2	3	4	Σ	Ā
1	0.00	0.00	0.00	0.00		
2	77.68	57.69	24.84	63.67	223.88	55.97
3	47.21	60.46	34.22	57.29	199.18	49.80
4	35.47	32.10	31.23	46.69	145.49	36.37
5	39.23	51.78	30.33	32.08	153.42	38.36
6	25.10	42.90	51.04	58.89	177.93	44.48

Tabla 44. ANVA de la mortalidad de huevecillos de mosquita blanca por acción de 5 tratamientos insecticidas y un testigo control a las 24 horas de aplicación.

Fuente	GL	Suma de cuadrados	Cuadrados de la media	F-Valor	Pr > F
Modelo	8	8526.05472		7.08	0.0006
Error	15	2258.53627	1065.75684		
			150.56908		

Total Correcto 23 10784.59098
 $R^2=0.79$, $CV=32.72$, ***Indica significancia, contraste con valor de F a $P < 0.001$.

Tabla. 45. Porcentaie de mortalidad huevecillos 48 hrs post-aplicación

	1	2	3	4	Σ	\bar{X}
1	0.00	0.00	0.00	0.00		
2	83.33	80.95	35.29	92.9	292.47	73.12
3	71.79	74.31	82.65	70.8	299.55	74.89
4	83.67	87.06	50.00	76.47	297.20	74.30
5	48.37	65.09	39.85	39.53	192.84	48.21
6	20.71	48.19	66.06	81.87	216.83	54.21

Tabla. 46. mortalidad Transformación arcoseno $\sqrt{(\%)/100}$ s

	1	2	3	4	Σ	\bar{X}
1	0.00	0.00	0.00	0.00		
2	65.90	64.12	36.45	74.55	241.02	60.26
3	57.92	59.55	65.38	57.29	240.14	60.04
4	66.17	68.92	45.00	60.98	241.07	60.27
5	44.07	53.78	39.14	38.96	175.95	43.99
6	27.07	43.96	54.37	64.8	190.20	47.55

Tabla 47. ANVA de la mortalidad de huevecillos de mosquita blanca por acción de 5 tratamientos insecticidas y un testigo control a las 48 horas de aplicación.

Fuente	GL	Suma de cuadrados	Cuadrados de la media	F-Valor	Pr > F
Modelo	8	11238.07612	1404.75951	11.84	<.0001***
Error	15	1779.57827	118.63855		
Total Correcto	23	13017.65438			

$R^2=0.86$, $CV=24.01$, ***Indica significancia, contraste con valor de F a $P < 0.001$.

Datos del bioensayo paratrioza

Tabla. 48. Porcentaie de mortalidad huevecillos 24 hrs post-aplicación

	1	2	3	4	5	6	Σ	\bar{X}
1	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0	0
2	94.12	100	100	92	100	93.75	579.87	96.65
3	100	100	100	100	100	100	600	100
4	100	100	100	100	100	100	600	100
5	100	100	100	100	100	100	600	100
6	100	100	100	100	100	100	600	100

Tabla 49. mortalidad Transformación arcoseno $\sqrt{(\%)/100s}$

	1	2	3	4	5	6	Σ	\bar{X}
1	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0	0
2	75.97	90	90	73.57	90	75.52	495.06	82.51
3	90	90	90	90	90	90	540	90
4	90	90	90	90	90	90	540	90
5	90	90	90	90	90	90	540	90
6	90	90	90	90	90	90	540	90

Tabla 50. ANVA de la mortalidad de huevecillo de paratrioza por acción de 5 tratamientos insecticidas y un testigo control a las 24 horas de aplicación.

Fuente	GL	Suma de cuadrados	Cuadrados de la media	F-Valor	Pr > F
Modelo	10	39488.94310	3948.89431	348.58	<.0001***
Error	25	283.21300	11.32852		
Total Correcto	35	39772.15610			

R²=0.99, CV=4.56,

***Indica significancia, contraste con valor de F a $P < 0.001$.

Tabla 51. Porcentaje de mortalidad huevecillos 48 hrs post-aplicación

	1	2	3	4	5	6	Σ	\bar{X}
1	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0	0.00
2	100	100	100	100	100	93.75	593.75	98.96
3	100	100	100	100	100	100	600	100
4	100	100	100	100	100	100	600	100
5	100	100	100	100	100	100	600	100
6	100	100	100	100	100	100	600	100

Tabla 52. mortalidad Transformación arcoseno $\sqrt{(\%)/100s}$

	1	2	3	4	5	6	Σ	\bar{X}
1	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0	0.00
2	90	90	90	90	90	75.52	525.52	87.59
3	90	90	90	90	90	90	540	90
4	90	90	90	90	90	90	540	90
5	90	90	90	90	90	90	540	90
6	90	90	90	90	90	90	540	90

Tabla 53. ANVA de la mortalidad de ninfas de paratrioza por acción de 5 tratamientos insecticidas y un testigo control a las 48 horas de aplicación.

Fuente	GL	Suma de cuadrados	Cuadrados de la media	F-Valor	Pr > F
--------	----	-------------------	-----------------------	---------	--------

Modelo	10	40123.84178	4012.38418	688.92	<.0001***
Error	25	145.60444	5.82418		
Total Correcto	35	40269.44622			

R²=0.99, CV=3.23, ***Indica significancia, contraste con valor de F a P < 0.001.

Tabla. 54. Porcentaje de mortalidad huevecillos 48 hrs post-aplicación

	1	2	3	4	5	6	Σ	Ā
1	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0	0.00
2	0	20	11.77	0	20	55.56	107.33	17.89
3	0	0	0	0	0	40	40	6.67
4	0	0	0	0	0	23.5	23.5	3.92
5	0	0	0	0	0	0	0	0.00
6	63.63	0	0	11.1	6.67	0	81.4	13.57

Tabla 55. mortalidad Transformación arcoseno $\sqrt{(\%)/100}$ s

	1	2	3	4	5	6	Σ	Ā
1	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0	0.00
2	0	26.57	20.06	0	26.57	48.19	121.382	20.23
3	0	0	0	0	0	39.23	39.2315	6.54
4	0	0	0	0	0	29.00	28.997	4.83
5	0	0	0	0	0	0	0	0.00
6	52.91	0	0	19.46	14.97	0	87.337	14.56

Tabla 56. ANVA de la mortalidad de huevecillo de paratrioza por acción de 5 tratamientos insecticidas y un testigo control a las 24 horas de aplicación.

Fuente	GL	Suma de cuadrados	Cuadrados de la media	F-Valor	Pr > F
Modelo	10	3123.428267	312.342827	1.67	0.1431
Error	25	4664.689133	186.587565		
Total Correcto	35	7788.117400			

R²=0.40, CV=177.55, ***Indica significancia, contraste con valor de F a P < 0.001.

Tabla. 57. Porcentaje de mortalidad huevecillos 48 hrs post-aplicación

	1	2	3	4	5	6	Σ	Ā
1	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
2	17.39	40	23.53	100	70	66.67	317.59	52.93

3	25	0	33.33	0	0	70	128.33	21.39
4	50	0	23.53	25	0	47.06	145.59	24.26
5	0	0	0	0	22.22	0	22.22	3.70
6	90.91	66.67	25	11.11	40	11.11	244.80	40.80

Tabla 58. mortalidad Transformación arcoseno $\sqrt{(\%)/100}$ s

	1	2	3	4	5	6	Σ	\bar{X}
1	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
2	24.65	39.23	29.02	90	56.79	54.74	294.43	49.07
3	30	0	35.26	0	0	56.79	122.05	20.34
4	45	0	29.02	30	0	43.32	147.34	24.56
5	0	0	0	0	28.12	0	28.12	4.69
6	72.45	54.74	30	19.47	39.23	19.47	235.36	39.23

Tabla 59. ANVA de la mortalidad de huevecillo de paratrioza por acción de 5 tratamientos insecticidas y un testigo control a las 48 horas de aplicación.

Fuente	GL	Suma de cuadrados	Cuadrados de la media	F-Valor	Pr > F
Modelo	10	11706.55791	1170.65579	2.97	0.0131
Error	25	9837.48968	393.49959		
Total Correcto	35	21544.04759			

$R^2=0.54$, $CV=86.32$,

***Indica significancia, contraste con valor de F a $P < 0.001$.