



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

Unidad Regional Universitaria de Zonas Áridas
Maestría en Ciencias en Recursos Naturales y Medio Ambiente
en Zonas Áridas

**EFFECTIVIDAD DE *Argemone pleiacantha* GREENE y *Helianthus ciliaris*
D.C. EN EL CONTROL DE LA MOSQUITA BLANCA *Bemisia tabaci*
(HEMIPTERA: ALEYRODIDAE)**

TESIS

Que como requisito parcial para obtener el grado de:

**MAESTRO EN CIENCIAS EN
RECURSOS NATURALES Y MEDIO AMBIENTE
EN ZONAS ÁRIDAS**

PRESENTA

CLAUDIA GONZÁLEZ NIEVES

DIRECTOR: DR. FABIÁN GARCÍA GONZÁLEZ

CO-DIRECTOR: DR. AURELIO PEDROZA SANDOVAL

Bermejillo, Dgo. México, junio 2022



1854

COORDINACIÓN GENERAL
DE ESTUDIOS DE POSGRADO

APROBADA



inifap

Instituto Nacional de Investigaciones
Forestales, Agrícolas y Pecuarias

La presente tesis **EFFECTIVIDAD DE *Argemone pleiacantha* GREENE y *Helianthus ciliaris* D.C. EN EL CONTROL DE LA MOSQUITA BLANCA *Bemisia tabaci* (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE)** realizada por **Claudia González Nieves** bajo la dirección del **Dr. Fabián García González** y la Co-dirección del **Dr. Aurelio Pedroza Sandoval**, ha sido revisada y aprobada por el Comité Asesor como requisito parcial para obtener el grado de:

**MAESTRO EN CIENCIAS EN RECURSOS NATURALES Y MEDIO
AMBIENTE EN ZONAS ÁRIDAS**



Dr. Fabián García González

Director



Dr. Aurelio Pedroza Sandoval

Co-Director



Dr. Urbano Nava Camberos

Asesor



Dr. Claudio Rios Velasco

Asesor

RECONOCIMIENTOS

Un sincero reconocimiento a las siguientes instancias por el apoyo brindado durante el desarrollo y término de esta investigación, así como la culminación de mis estudios de posgrado:

Al Programa de Maestría en Ciencias en Recursos Naturales y Medio Ambiente en Zonas Áridas 2020-2021, de mi tan querida Unidad Regional Universitaria de Zonas Áridas, Universidad Autónoma Chapingo.

Al Programa de Becas Nacionales de **CONACyT** 2020-2021.

A la Dirección General de Investigación y Posgrado de la Universidad Autónoma Chapingo.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Autónoma Chapingo y con un cariño especial a la Unidad Regional de Zonas Áridas institución que me formó como profesionista y donde realice mis estudios de posgrado.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT), por el apoyo económico brindado durante estos años.

Al Dr. Fabián García González, director de tesis por toda su ayuda y colaboración para la realización de este proyecto.

A los miembros del comité de tesis: Dr. Aurelio Pedroza Sandoval, Dr. Urbano Nava Camberos y Dr. Claudio Rios Velasco por el tiempo y apoyo dedicado a mi persona y a este trabajo de investigación.

A mis profesores que a lo largo de estos años me compartieron sus conocimientos.

A todas las personas que de alguna forma contribuyeron con la realización de este trabajo.

A mis compañeros de generación: Kassandra, Steven, Elizabeth, Andrés y Amara que nos apoyamos mutuamente en nuestra formación.

A Luis Gerardo, Alondra y Lupita por todo el apoyo brindado en el laboratorio.

DEDICATORIA

A **Dios** por brindarme la vida y por estar siempre presente en cada momento de ella.

A mi hija **María Fernanda** que es mi mayor inspiración y esperando sea un ejemplo y motivación para su formación profesional.

A mis **Papás** por brindarme siempre su apoyo incondicional para la culminación de mis estudios.

A mis **Hermanos** por su cariño y apoyo.

Claudia

DATOS BIOGRÁFICOS

Nombre: Claudia González Nieves

Lugar de nacimiento: Gómez Palacio, Durango

Profesión: Ingeniero Agrónomo en Sistemas Agrícolas de Zonas Áridas

El presente trabajo fue realizado por Claudia González Nieves, quien obtuvo el grado de Ingeniero Agrónomo en Sistemas Agrícolas de Zonas Áridas, título obtenido en la Unidad Regional Universitaria de Zonas Áridas (URUZA) departamento perteneciente a la Universidad Autónoma Chapingo, generación 2003-2008. Obtuvo el grado de ingeniero con tesis titulada “Efectos de tratamientos pregerminativos en la emergencia y crecimiento de plántulas de orégano (*Lippia graveolens* HBK) en 2010 bajo la supervisión del Dr. José Guadalupe Arreola Ávila.

Después de egresar de la licenciatura trabajó como Tercer Especialista Fitosanitario en la Unidad de Verificación AMENAC del 2010 y hasta el 2018 en Texcoco, estado de México, verificando que productos vegetales regulados estuvieran libres de plagas consideradas como riesgo sanitario para México y otros países en caso de productos para exportación. Después, dentro del mismo consorcio colaboró en el área de inocuidad como consultor de inocuidad agrícola en la empresa PROSESICA SC, donde laboró hasta diciembre del 2019.

CONTENIDO

ÍNDICE DE CUADROS	ix
ÍNDICE DE FIGURAS	x
RESUMEN	xi
ABSTRACT	xii
CAPÍTULO I	1
1. INTRODUCCIÓN GENERAL	1
2. OBJETIVOS	4
2.1.-Objetivo General	4
2.2.- Objetivos específicos:	4
3. HIPÓTESIS	4
CAPÍTULO II	5
4. REVISIÓN DE LITERATURA	5
4.1 Generalidades de la mosquita blanca <i>Bemisia</i> spp	5
4.2 Ubicación taxonómica	6
4.3 Distribución geográfica	6
4.4 Biología y daños	7
4.4.1 Ciclo biológico	7
4.4.2 Daños ocasionados por <i>B. tabaci</i>	8
4.5 Estrategias de control	9
4.5.1 Insecticidas sintéticos	9
4.5.2 Control biológico	9
4.5.3 Control cultural	10
4.6 Insecticidas naturales	10
4.6.1 Modo de acción	11
4.7 Extractos vegetales en el control de plagas	12
4.8 Extractos vegetales utilizados en el control de <i>B. tabaci</i>	13
5 Plantas de Estudio	15
5.1 <i>Helianthus ciliaris</i> DC	15
5.2 Descripción Botánica	16
5.3 <i>Argemone pleiacantha</i>	17

6. LITERATURA CITADA.....	20
CAPÍTULO III	29
EVALUACIÓN DE EXTRACTOS ACUOSOS Y ETANÓLICOS DE <i>Argemone pleiacantha</i> GREENE y <i>Helianthus ciliaris</i> D.C. EN EL CONTROL DE <i>Bemisia tabaci</i>	29
I. INTRODUCCIÓN.....	29
II. MATERIALES Y MÉTODOS	33
2.1 Diseño experimental	33
2.2 Variables medidas	33
2.3 Colecta de material vegetal	33
2.4 Verificación cualitativa de metabolitos secundarios de <i>Argemone pleiacantha</i> y <i>Helianthus ciliaris</i>	34
2.5 Obtención de extractos acuosos para la evaluación en ninfas de <i>B. tabaci</i>	36
2.6 Obtención de extractos etanólicos para la evaluación en adultos de <i>B. tabaci</i>	38
III. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	41
3.1 Verificación cualitativa del contenido de algunos grupos de metabolitos secundarios de <i>A. pleiacantha</i> y <i>H. ciliaris</i>	41
3.2 Efectividad de extractos acuosos en la mortalidad de ninfas.....	42
3.3 Efectividad de extractos etanólicos en adultos de <i>B. tabaci</i>	44
IV. CONCLUSIONES	47
V. LITERATURA CONSULTADA	48

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro	Página
Cuadro 1: Verificación cualitativa de metabolitos secundarios en diferentes extractos a partir de órganos de <i>H. ciliaris</i> y <i>A. pleiacantha</i>	42
Cuadro 2. Efecto de diferentes concentraciones de extractos acuosos de <i>A. pleiacantha</i> en la mortalidad de ninfas de mosquitas blancas.....	44
Cuadro 3. Efecto de diferentes concentraciones de extractos acuosos de <i>H. ciliaris</i> en la mortalidad de ninfas de mosquitas blancas.....	44
Cuadro 4. Efecto de diferentes concentraciones de extractos etanólicos de <i>H. ciliaris</i> en la mortalidad de ninfas de mosquitas blancas.....	46
Cuadro 5. Efecto de diferentes concentraciones de extractos etanólicos de <i>A. pleiacantha</i> en la mortalidad de adultos de mosquitas blancas.....	46

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Página
Figura 1 : Ninfas de mosquita blanca en hojas de melón.....	9
Figura 2 : Planta de <i>H. ciliaris</i>	16
Figura 3 : Planta de <i>A. peiakantha</i>	18
Figura 4. Detección de la presencia de saponinas en extracto de hoja de hierba amargosa.....	34
Figura 5. Determinación de la presencia de fenoles en extractos de raíz de hierba amargosa.....	35
Figura 6. Prueba de detección diterpenos en los extractos de hoja de hierba amargosa.....	36
Figura 7. Molienda de tallo de hierba amargosa en molino de mano.....	36
Figura 8. a) Parrilla CIMAREC, b). Apariencia de los extractos acuosos de hoja de chicalote a diferentes concentraciones	37
Figura 9. Realización de bioensayos: a) Corte de hojas de melón infestadas por ninfas de <i>B. tabaci</i> b) Marcado en la hoja de melón, c) Asperjado de hojas con el extracto vegetal. d) Conteo de ninfas en estereomicroscopio. e) Hojas preparadas en cajas de Petri para la evaluación.	38
Figura 10. Preparación de tubos de ensaye, a) Diferentes concentraciones de extractos vegetales, b) Preparación e impregnado de los tubos de ensaye con los extractos, c) Volatilización del solvente (etanol) e impregnado de los extractos en los tubos de ensaye	39
Figura 11. Traslado de adultos de <i>B. tabaci</i> directamente del tubo colector al tubo de ensaye	40
Figura 12. Tubos de ensaye impregnados con las concentraciones de extractos vegetales y con adultos de <i>B. tabaci</i> en el interior.	40

EFFECTIVIDAD DE *Argemone pleiacantha* GREENE y *Helianthus ciliaris* D.C. EN EL CONTROL DE LA MOSQUITA BLANCA *Bemisia tabaci* (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE)

RESUMEN

La mosquita blanca (*Bemisia tabaci* Genn.) es una plaga polífaga de importancia económica, ampliamente distribuida en el mundo que causa pérdidas cuantiosas en la producción agrícola. Su control principalmente se basa en aplicaciones continuas de insecticidas sintéticos los cuales impactan negativamente al medio ambiente, además de generar resistencia en las poblaciones de los insectos objetivo y no objetivo. El objetivo del estudio fue evaluar la efectividad de *Argemone pleiacantha* GREENE y *Helianthus ciliaris* D.C. en el control de mosquita blanca *B. tabaci*, así como caracterizar los metabolitos secundarios de las plantas objeto de este estudio. Se usó un diseño experimental completamente al azar con tres repeticiones. Se realizaron bioensayos de toxicidad con los extractos acuosos de hoja y tallo de cada especie de planta para ninfas y, etanólicos para adultos. Para extractos acuosos se prepararon cinco concentraciones 2, 4, 6, 8 y 10 % más el testigo (solo agua bidestilada) y para los etanólicos las concentraciones fueron de 1,000, 1,778, 3,162, 5,623 y 10,000 ppm más el testigo (etanol al 96%). Para cada extracto de hoja y tallo de las dos especies vegetales, el porcentaje de mortalidad de ninfas y adultos a diferentes tiempos fue la variable que se midió. El extracto etanólico de tallo de *H. ciliaris* a una concentración de 10,000 ppm fue el de mayor mortalidad de adultos a las dos horas después de la exposición al extracto con un 70% de efectividad, le siguió el extracto etanólico de tallo de *A. pleiacantha* con una mortalidad de 66.3% a la misma concentración. En el análisis fitoquímico cualitativo de *H. ciliares* y *A. Pleiacantha* se detectó la presencia de saponinas, taninos, diterpenos y fenoles en extractos acuosos de *A. pleiacantha* y *H.ciliaris*, La presencia de fenoles y saponina fue abundante en la mayoría de las partes de *H. ciliaris* excepto en el tallo.

Palabras clave: toxicidad, extracto vegetal, mortalidad

Tesis de Maestría en Ciencias, en Recursos Naturales y Medio Ambiente en
Zonas Áridas, Universidad Autónoma Chapingo
Autor: Claudia González Nieves
Director: Dr. Fabián García González

EFFECTIVENESS OF *Argemone pleiacantha* GREENE and *Helianthus ciliaris* D.C. IN THE CONTROL OF THE WHITEFLY *Bemisia tabaci* (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE)

ABSTRACT

The whitefly (*Bemisia tabaci* Genn.) is a polyphagous pest of economic importance, widely distributed in the world that causes considerable losses in agricultural production. Its control is mainly based on continuous applications of synthetic insecticides, which have a negative impact on the environment, additionally, to generating resistance in target and non-target insect populations. The objective of this study was to evaluate the effectiveness of *Argemone pleiacantha* GREENE and *Helianthus ciliaris* D.C. in the control of whitefly *B. tabaci*, as well as to characterize the secondary metabolites of the plants object of this study. A completely randomized experimental design with three replications was used. Toxicity bioassays were carried out with the aqueous extracts of leaves and stems of each plant species for nymphs and ethanolic extracts for adults. For aqueous extracts, five concentrations were prepared: 2, 4, 6, 8, and 10 % more the control (only bidistilled water) and for the ethanolic extracts, the concentrations were 1,000, 1,778, 3,162, 5,623, and 10,000 ppm more the control (96% ethanol). For each extract of leaf and stem of the two plant species. The percentage of mortality of nymphs and adults at different times was the variable measured. The ethanolic extract from the stem of *H. ciliaris* at a concentration of 10,000 ppm was the highest mortality of adults two hours after exposure to the extract with 70% effectiveness, followed by the ethanolic extract from the stem of *A. pleiacantha* with a mortality of 66.3% at the same concentration. In the qualitative phytochemical analysis of *H. ciliaris* and *A. Pleiacantha*, the content of saponins, tannins, diterpenes and phenols was detected in aqueous extracts of *A. pleiacantha* and *H. ciliaris*. The content of phenols and saponins was abundant in all parts of *H. ciliaris* except on the stem.

Keywords: toxicity, plant extract, mortality

Thesis Master of Science in Natural Resources and Environment in Arid Zones.
Unidad Regional Universitaria de Zonas Áridas, Universidad Autónoma Chapingo
Author: Claudia González Nieves
Advisor: Dr. Fabián García González

CAPÍTULO I

1. INTRODUCCIÓN GENERAL

Los insectos plaga son los principales causantes de grandes pérdidas económicas en la agricultura ya que afectan el crecimiento y calidad de la producción impactando negativamente su rendimiento. La mosquita blanca, es una de las plagas más importantes y problemáticas en todo el mundo, por las grandes pérdidas que ocasiona en las hortalizas (Bleeker et al., 2009). Estas pérdidas, se deben a su forma de alimentación e indirectamente, por ser vector de virus en plantas (Horowitz et al., 2011). En México la mosquita blanca es una de las plagas más importantes al ocasionar daños considerables a hortalizas cultivadas y se encuentra distribuida en todo el país (Holguín-Peña et al., 2010; CESAVEDF, 2016). De las especies de mosquita blanca, *B. tabaci* es considerada importante, por originar grandes pérdidas en varios cultivos hortícolas tales como chile, calabacita, melón y jitomate (Aguilar-Medel 2007; Erdogan et al., 2008). Además de ser una plaga directa, es un vector de más de 110 virus patógenos de plantas (Chu et al., 2008).

Desde 1995, la mosquita blanca es una importante amenaza fitosanitaria en México (Medina et al., 2004). En la Comarca Lagunera esta plaga ha causado entre el 40 y el 100% de pérdidas en el rendimiento de cultivos hortícolas, ocasionando el incremento en el número de aplicaciones de insecticidas en cultivos como melón, calabaza, tomate y algodónero para suprimir sus poblaciones y aminorar sus impactos negativos (Nava-Camberos & Cano-Ríos, 2000). Aunado al uso intensivo de insecticidas cada vez más potentes para su control. En esta región, el 97.8 % de los productores aplica plaguicidas en sus cultivos al menos una vez durante el ciclo (Esquivel-Valenzuela et al., 2019), lo que provoca un gran impacto ambiental debido a sus propiedades tóxicas y residualidad, contaminación al suelo, aire y agua, modificando los ecosistemas y dañando a la flora y fauna silvestre, además del incremento de los costos de producción ocasionado por el alto costo de los insecticidas utilizados. Lo anterior,

representa un riesgo a la salud humana y al ambiente (García y Rodríguez 2012; Ileke et al.2020).

México cuenta con una gran variedad de cultivos hortícolas, con la capacidad no solo de producir alimento para miles de mexicanos, sino también, como una importante fuente de empleos, además, de la entrada de divisas por exportaciones (INAES, 2019). En el año 2016, México se colocó en el noveno lugar como productor de hortalizas en el mundo, al alcanzar una producción de 14.1 millones de toneladas, de una gran variedad de éstas, las cuales se producen a lo largo y ancho del territorio nacional (SIAP, 2016). Para garantizar la producción nacional, es importante realizar acciones de prevención, control y eliminación de plagas y enfermedades, a fin de evitar daños considerables (SENASICA, 2019).

La implementación de estrategias de control de plagas, incluidos los insectos vectores, requiere de la utilización de diversos métodos o técnicas de control, como el químico, cultural, biológico, así como el uso de extractos vegetales. Recientemente se ha impulsado la búsqueda de alternativas ecológicas como el desarrollo de compuestos botánicos naturales con acción insecticida contra numerosas plagas insectiles, que sean eficaces en la protección de cultivos, y seguros para el hombre y el medio ambiente (Walia et al., 2017). Se ha demostrado la eficacia de los extractos vegetales induciendo alteraciones en el comportamiento y fisiología de los insectos, inhibiendo su alimentación, crecimiento y reproducción, e incluso llegan a ser tóxicos y causarles la muerte. Por lo anterior el uso de extractos vegetales posibilita la generación de plaguicidas botánicos (Pungitore et al., 2005). Sin embargo a la fecha existe poca información del uso de las especies de este estudio consideradas como malezas provenientes de zonas áridas para el control de insectos plaga. Por lo anterior, es propósito de este estudio, fue generar opciones para un manejo integrado de la mosquita blanca, que mitigue el impacto ambiental y económico con un enfoque hacia una agricultura más sostenible a nivel regional. El presente trabajo de investigación se justifica básicamente por la necesidad de fomentar la cultura

del uso de compuestos orgánicos que mitigue el impacto ambiental que causan los insecticidas químicos en los agroecosistemas en un contexto de manejo integrado y sostenible.

2. OBJETIVOS

2.1.-Objetivo General

Evaluar el potencial insecticida de plantas de chicalote (*A. pleiacantha*) y hierba amargosa (*H. ciliaris*) nativas de zonas áridas contra mosquita blanca.

2.2.- Objetivos específicos:

1. Evaluar la mortalidad de ninfas y adultos de mosquita blanca, con diferentes concentraciones de extractos acuosos y etanólicos de chicalote (*A. pleiacantha*) y hierba amargosa (*H. ciliaris*).
2. Verificar cualitativamente el contenido de algunos grupos de metabolitos secundarios de *A. pleiacantha* y *H. ciliaris*

3. HIPÓTESIS

Ho. Los extractos acuosos y etanólicos de chicalote (*A. pleiacantha*) y hierba amargosa (*H. ciliaris*) tienen efecto sobre el control de mosquita blanca.

CAPÍTULO II

4. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1 Generalidades de la mosquita blanca *Bemisia* spp.

Las mosquitas blancas, pertenecen a la familia Aleyrodidae, sub orden Sternorrhyncha y orden Hemiptera. A nivel mundial, se conocen cerca de 1,564 especies, agrupadas en tres subfamilias: Udamoselinae, Aleurodicinae y Aleyrodinae (Ortega et al., 2020).

En México suman 130 especies de Aleyrodidae, incluidas en 29 géneros, sin embargo, *B. tabaci* y *Trialeurodes vaporariorum* representan las principales amenazas para la producción de muchos cultivos debido a su rol como vectores de virus patógenos en plantas (Carapia-Ruiz y Sánchez-Flores, 2018).

El género *Bemisia* se conforma por aproximadamente 37 especies, donde *tabaci* es la especie tipo (Brown et al., 1995), considerada como una especie compleja, ya que se compone de biotipos indistinguibles morfológicamente, o especies que solo se pueden diferenciar mediante sus caracteres moleculares y biológicos. Se ha evidenciado también que dependiendo de los biotipos pueden diferir en la eficiencia de transmisión de virus fitopatógenos, y de competir y desplazarse entre sí (Cuellar y Morales, 2006; Gilbertson et al., 2015).

Es un insecto polífago, debido al amplio rango de plantas de las que se alimenta, siendo capaz de colonizar alrededor de 600 especies vegetales dicotiledóneas y monocotiledóneas, silvestres y cultivadas (Georges et al., 2008), pertenecientes a 74 familias (Cañarte 2016). Destacando Leguminosae, Compositae, Brassicaceae, Malvaceae, Solanaceae, Euphorbiaceae, Convulvulaceae y Cucurbitaceae (Souza y Vendramim, 2001; Attique et al., 2003). Las mosquitas blancas son altamente prolíferas, resisten a varios tipos de insecticidas y son capaces de dispersarse a través de varios climas (Vaca et al., 2019).

4.2 Ubicación taxonómica

De acuerdo con el portal de CABI (2021), la ubicación taxonómica de *Bemisia tabaci* (Gennadius), es la siguiente:

Reino: Animal

Clase: Insecta

Orden: Hemiptera

Suborden: Sternorrhyncha

Familia: Aleyrodidae

Género: *Bemisia*

Especie: *B. tabaci* Gennadius

Sinonimias: *Aleurodes tabaci* (Gennadius), *B. goldingi*, (Corbett), *B. gossypiperda* (Masra Lamba), *B. longispina* (Priesner Hosny) y *B. nigeriensis* (Cobertt) (Arcos, 2005).

Nombres vulgares: mosquita blanca, mosca blanca del tabaco, mosca blanca del algodón (De Liñan, 1998; Arcos, 2005).

4.3 Distribución geográfica

El Oriente y la India se han considerado como el centro de origen de *B. tabaci*, de donde se esparció a África y América (Arcos, 2005). Originalmente se le conocía como una plaga de las regiones subtropicales y áridas del mundo, pero actualmente se ha trasladado a ambientes templados, estando ausente solo en las regiones más al norte de Europa y Asia (Perring et al., 2018).

4.4 Biología y daños

4.4.1 Ciclo biológico

La mosquita blanca es un insecto hemimetábolo, es decir tiene metamorfosis incompleta, pasando por tres etapas: huevo, cuatro estadios ninfales y adulto. El ciclo biológico de *B. tabaci* se ve altamente influenciado por factores abióticos como la temperatura, humedad relativa y el fotoperiodo, así como de las características de su hospedero. *B. tabaci* coloca los huevos individualmente o en grupos, siempre en el envés de la hoja de su hospedero. La eclosión, puede ocurrir entre los 5-10 días después dependiendo de los factores arriba señalados (Ulloa, 2005).

Huevo: Son ovals, piriformes con colores desde amarillo a naranja, con un pedicelo erecto, mismos que son puestos individualmente o en grupos en el envés de las hojas. El tiempo de incubación dependerá de la temperatura, a los 20 °C su incubación es de 11.5 días; mientras que a 30 °C se ve reducido a 5.4 días (Duarte, 1992).

Ninfa: Son planas y ovaladas, con coloraciones desde translúcidas, amarillentas o hasta pajizas. El cuerpo dorsalmente es más ancho en la parte anterior. Pasa por cuatro estadios ninfales: el primero es móvil y los otros tres sésiles, es decir sin movimiento, dando una apariencia de pequeñas escamas (Trejo y Nava, 2006). Una vez que se vuelve sésil se alimenta (aproximadamente cinco días) antes de mudar por primera vez. Cuando la ninfa empieza a alimentarse de su hospedero pasa por dos estadios ninfales más, para finalmente entrar en un estado inactivo y de latencia, denominado pupa (Duarte, 1992). La longitud y la anchura proporcionan criterios fiables para distinguir los diferentes estadios, aunque el tamaño de un estadio puede variar según la planta hospedante (Bethke et al., 1991; Gelman y Gerling, 2003).

Cada estadio ninfal tiene una duración de cinco a seis días para el primero, dos a cuatro días para el segundo y de cuatro a seis para el tercero. La duración del

cuarto estadio (comúnmente conocido como fase pupal) es de seis a 10 horas. Cuando la temperatura oscila entre los 20 y 28 °C, la duración del estado ninfal incluyendo a la pupa, es de entre 10 a 14 días (Duarte, 1992).

Adulto: Su tamaño fluctúa de 1 a 2 mm de largo, tiene alas transparentes y ovales del mismo tamaño y están cubiertas por un polvo ceroso de color blanco, tienen venación simple y dispuestas en reposo, en forma de tejado sobre el abdomen; aunque los ojos son rojos, tanto los apéndices como el cuerpo son de color amarillo. El macho posee apéndices fácilmente visibles en el extremo posterior del abdomen, denominados "claspers". Los apéndices de la hembra son menos prominentes y son ligeramente más grandes que el macho, el adulto (hembra y macho) se dispone en el envés de las hojas inmediatamente después de la emergencia e inicia su alimentación (Soria, 2002).

4.4.2 Daños ocasionados por *B. tabaci*

Las mosquitas blancas, cuentan con un aparato bucal picador chupador que introducen en la hoja para succionar los fluidos de las plantas. Los síntomas más notables que evidencian una infestación de mosquita son la presencia abundante del material ceroso y blanco que recubre las hojas de la planta hospedera, así como la melaza, es una sustancia azucarada y que sirve de sustrato para el crecimiento de un hongo conocido como fumagina (*Fumago* spp.) (Aguilar-Medel et al., 2007).

Las mosquitas blancas son los principales vectores de virus llamados Begomovirus, transmitidos especialmente por *B. tabaci* y pueden causar pérdidas en cultivos desde 20 % a 100 % (GISD, 2016). Causan daños directos por ser un insecto chupador e indirectos por contribuir a una maduración desigual de los frutos, así como el desarrollo de hongos saprófitos sobre las deposiciones de la plaga depositadas en la superficie de la planta, lo cual interfiere con el funcionamiento óptimo de las hojas, y mancha externamente los frutos (González et al., 2016).



Figura 1 : Ninfas de mosquita blanca en hojas de melón

4.5 Estrategias de control

4.5.1 Insecticidas sintéticos

Para un óptimo control, las aplicaciones de insecticidas sintéticos se deben realizar de manera rotativa, para evitar el uso de los mismos productos y por ende impedir que la plaga desarrolle resistencia al ingrediente activo utilizado. Los principales ingredientes activos recomendados para el control de esta plaga son: Bifentrina, Buprofezin, Imidacloprid, Fenoxycarb, Pymetrozine o Lambda Cyalotrina (CESAVEDF, 2016).

El uso inadecuado de insecticidas sintéticos contribuye a desarrollar resistencia de las plagas e incrementa los costos de producción en cultivos agrícolas (SADER 2019a), impactando negativamente al ambiente y a la economía del productor. Debido a estos efectos, han surgido otros métodos alternativos como el control cultural, el control biológico, uso de variedades tolerantes, uso de extractos vegetales, entre otros.

4.5.2 Control biológico

Dentro del grupo de parasitoides de ninfas de *B. tabaci*, la mayoría son himenópteros de la familia Aphelinidae, las tres especies más adaptadas son;

Encarsia formosa Gahan, *Encarsia zutea*, *Eretmocerus mundus* Mercet (Gerling, 1986; Bellows, 1995). Dentro de los depredadores de ninfas y adultos: la chinche: *Orius* spp. (Hemiptera: Anthocoridae), Crisopa: *Chrysoperla carnea* (Neuroptera: Chrysopidae), Catarinas: *Coccinella septempunctata* y *Cycloneda sanguinea* (Coleoptera: Coccinellidae) (Naranjo et al., 2004). Entomopatógenos como *Beauveria bassiana* y *Paecilomyces fumosoroseus* (CESAVEDF, 2016b). Aun cuando los resultados ejercidos por estos agentes de biocontrol son buenos, esta acción se ve limitada en algunas zonas debido al uso habitual de agroquímicos en los sistemas de cultivo, que inclusive afecta y elimina a la fauna benéfica nativa.

4.5.3 Control cultural

Son técnicas u opciones de manejo que implementan los agricultores para lograr sus objetivos de producción de cultivos como: rotación de cultivos, labranza y fertilización, entre otras acciones (Cabanillas y Raulston, 1996).

Es recomendable realizar un adecuado monitoreo de mosquita blanca mediante la captura de adultos con trampas amarillas, así como de la sintomatología del daño y presencia de estados inmaduros (ninfas) en el follaje del cultivo. También se recomienda eliminar las arvenses (malezas) y residuos de cosecha. Cuando las infestaciones son altas en los cultivos, en el envés de la hoja de plantas cultivadas y no cultivadas es posible encontrar todos estadios de desarrollo de mosquita blanca (CESAVEDF, 2016).

4.6 Insecticidas naturales

Como respuesta co-evolutiva, las plantas producen metabolitos secundarios con propiedades biológicas que se pueden usar para el control de insectos plaga (Céspedes et al., 2000). Bajo este contexto, las plantas resurgen como una opción al combate de plagas en diversos tipos de agricultura, dando origen a los insecticidas botánicos. En la agricultura tradicional, estos insecticidas son una opción económica; en la agricultura orgánica se han usado los insecticidas

vegetales desde tiempos pasados, como los surgidos actualmente con la moda ecológica para producción orgánica, sin dejar residuos químicos en la cosecha. En la agricultura comercial se considera fuente de nuevas sustancias que permiten manejar la resistencia de las plagas (Rodríguez, 2001; Gutiérrez-Olivares et al., 2007, Erdogan et al., 2008). Las plantas han evolucionado por más de 400 millones de años y para defenderse del ataque de los insectos han desarrollado un buen número de mecanismos de protección, como la repelencia y la acción insecticida (Cremlyn, 1990). De las casi 700 000 especies de plantas que hay en el mundo (la mayoría en los trópicos), solamente algunas se conocen y se han investigado con fines de aprovechamiento. Existen alrededor de 50 familias de plantas con propiedades plaguicidas (Chi, 2005) y solamente pocas especies han sido aprovechadas hasta el momento para el control de plagas y enfermedades de plantas.

La vegetación de las zonas áridas ha desarrollado adaptaciones morfológicas y fisiológicas para su sobrevivencia en condiciones extremas y poseen un alto grado de especialización biológica (Lira-Saldivar, 2003). Esas adaptaciones, incluye una fisiología alternativa y especializada que se refleja a través de un metabolismo secundario que promueve la producción de metabolitos con propiedades útiles en diversas funciones, una de ellas es la acción tóxica para plagas y patógenos de plantas, animales y del ser humano (LoPresti, 2014).

4.6.1 Modo de acción

Su modo de acción está relacionado con la gran cantidad de metabolitos secundarios tóxicos que pueden actuar a diferentes niveles sobre la fisiología del insecto plaga. Los modos de acción más conocidos son aquellos que afectan al sistema nervioso y endócrino, al proceso digestivo, la replicación del ADN y la producción de energía (Wink, 2003).

De acuerdo con Pérez (2007), las principales maneras de actuar de los compuestos vegetales sobre los insectos son las siguientes:

- Insecticidas de contacto: actúan directamente sobre la pared del cuerpo del insecto.
- Sustancias alimentarias: Inhiben la alimentación normal del insecto.
- Agentes morfogénicos: Causan alteraciones en la fisiología o el normal desarrollo del insecto.
- Sustancias repelentes: alejan al insecto de la planta
- Sustancias atrayentes: utilizadas para la elaboración de trampas pegajosas para atraer el insecto plaga

4.7 Extractos vegetales en el control de plagas

En los años recientes el uso de extractos vegetales como medida de control de plagas ha tenido gran impulso en el control fitosanitario, como una solución viable para los productores, obteniendo varias ventajas sobre el uso de químicos, tales como un bajo costo y menor impacto sobre el medio ambiente. El uso de éstos causa alteraciones en el comportamiento y fisiología de los insectos, inhibiendo su alimentación, crecimiento y reproducción, e incluso llegan a ser tóxicos y causar la muerte de los mismos. El uso de extractos vegetales posibilita la generación de plaguicidas botánicos (Pungitore et al., 2005).

Los extractos vegetales se caracterizan por la presencia de metabolitos secundarios, no esenciales para el proceso metabólico básico de la planta, entre ellos se encuentran terpenos, lignanos, alcaloides, esteroides y ácidos grasos (Celis et al., 2008).

Estos compuestos bioactivos se extraen de varias partes de la planta (hojas, tallos, semillas, raíces, bulbos, rizomas, frutos y cabezas de flores, entre otros) de diferentes especies de plantas. Los plaguicidas botánicos son aclamados por tener un amplio espectro de actividad, ser fáciles de procesar y usar, teniendo una actividad residual corta y por no acumularse en el medio ambiente o en tejidos grasos de animales de sangre caliente (Harborne, 1993; Wink, 2003).

Cuantiosas especies vegetales con enorme potencial para el manejo de diversas plagas han sido evaluadas, entre las que destacan: el ajo *Allium sativum*, orégano *Ruta graveolens*, neem *Azadirachta indica*, tabaco *Nicotiana tabacum*, higuera *Ricinus communis*, entre otras.

4.8 Extractos vegetales utilizados en el control de *B. tabaci*

González (2021), evaluaron extractos de neem y canela combinados, ambos impregnados en trampas como atrayentes notando una considerable disminución en la presencia de adultos y ninfas de *B. tabaci* sobre el cultivo de garbera, (*Gerbera jamesonii*) aunque no se detectó efecto ovicida.

Rodríguez-Montero et al. (2019), realizaron bioensayos de toxicidad con los extractos etanólicos obtenidos de diversos órganos (hojas, corteza, frutos, semillas, raíz) de varias especies vegetales (*Enterolobium cyclocarpum*, *Lippia graveolens*, *Ruta graveolens*, *Adonidia merrillii*, *Annona muricata*, *Curcuma longa* y *Zingiber officinale*), a una concentración de 5000 mg/L por planta. Resultando más tóxico el extracto de hojas de *R. graveolens* alcanzando un 35 % de mortalidad en adultos de *B. tabaci* a las 72 horas después de ser asperjado.

Cruz (2018), evaluó extractos de neem (semilla) para control de adultos de *B. tabaci* y registró un 78 % de mortalidad después de las aplicaciones del extracto (aceite) a una concentración de 1.99 %, sugiriendo que el extracto de neem es una alternativa al uso de insecticidas químicos para el control de la plaga.

Kim et al. (2017), investigaron los efectos insecticidas del extracto de *Perilla frutescens* var. Crispa, sobre de *B. tabaci* en condiciones de laboratorio. El extracto indujo una mortalidad del 90 % una hora después de ser aplicado, sin embargo, también se observaron síntomas de fitotoxicidad. Basado en lo anterior, ellos sugieren conducir más estudios para reducir la fitotoxicidad de *P. frutescens*, además de evaluar su efecto insecticida en condiciones de campo.

Marín (2017), evaluó aceites de hinojo (*Foeniculum vulgare*), tomillo (*Thymus vulgaris*), lavanda (*Lavandula angustifolia*) y romero (*Rosmarinus officinalis*) y evidenció actividad fumigante contra adultos de *B. tabaci*. Donde el aceite de tomillo fue el que presentó la mayor mortalidad y una menor $DL_{50} = 1,55 \times 10^{-4}$ $\mu\text{L}/\text{mL}$, sugiriendo su uso como insecticida por toxicidad volátil. Los aceites de hinojo y lavanda presentaron una eficacia similar ($DL_{50} = 3,84 \times 10^{-4}$ $\mu\text{L}/\text{mL}$ y $DL_{50} = 3,53 \times 10^{-4}$ $\mu\text{L}/\text{mL}$, respectivamente).

Romero et al. (2015), determinaron la actividad insecticida de extractos etanólicos de diferentes especies como neem, vinca rosea (*Catharanthus roseus* L.), ruda (*R. graveolens* L.), trinitaria (*Bougainvillea glabra* Choisy), cariaquito (*Lantana camara* L.) y yuquilla (*Ruellia tuberosa* L.) sobre adultos de *B. tabaci* en condiciones de laboratorio a concentraciones de 250, 500, 750 y 1000 ppm. Estos autores encontraron mortalidades superiores al 90 % a las 72 h, al usar los extractos de ruda y neem, aun en la concentración más baja. Estos autores atribuyen la actividad insecticida de los extractos de *A. indica* a la presencia de una mezcla de limonoides, entre ellos la azadiractina, que se ha demostrado que poseen un efecto inhibidor en el crecimiento y antialimentario en los insectos.

Guevara et al. (2015) evaluaron extractos etanólicos obtenidos de hojas de lantana (*L. camara*), hojas jóvenes y maduras de higuera (*R. communis*) sobre el segundo estadio ninfal de mosquita blanca. Ellos registraron mortalidades de 82.4 y 79.8 % a las 120 h con el extracto de hojas jóvenes de higuera a concentraciones de 10 y 15 %, respectivamente, atribuyendo este efecto a su mayor contenido de metabolitos secundarios.

Deletre et al. (2015), evaluaron el efecto repelente de extractos (aceites) de 20 plantas contra *B. tabaci*, reportando a los extractos amomo (*Aframomum subulatum*), canela (*Cinnamomum verum*), geranio (*Geranium sp.*), eneldo (*Anethum graveolens*), citronela (*Cymbopogon sp.*), litsea (*Litsea cubeba*) y

savory (*Satureja sp.*), como los más tóxicos contra *B. tabaci*. Mientras que amomo y citronela mostraron la mayor repelencia.

Echeverría (2007), evaluó epazote (*Chenopodium album*), albaca (*Ocimum basilicum* L.) y diente de león (*Taraxacum officinale*), para el control de *B. tabaci* en el cultivo de frijol, donde el extracto de epazote a concentración del 20 % causó una mortalidad del 69.2% en adultos, además de reducir la severidad del daño en el cultivo.

Cruz et al. (2003) utilizaron aceites esenciales de anís (*Tagetes filifolia* Lag.), para controlar mosquita blanca en invernadero y campo en plantas de melón. Estos autores evidenciaron una completa repelencia en *B. tabaci* con concentraciones de 1 hasta 750 ppm. Al evaluar las concentraciones de 1, 10, 100, 250, 500 y 750 ppm aplicadas en campo en intervalos de ocho días, a las plantas con edad de 15 y 65 días.

5 Plantas de Estudio

5.1 Helianthus ciliaris DC

5.1.1 Ubicación taxonómica

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Asterales

Familia: Asteraceae

Género: *Helianthus* L., 1753

Especie: *H. ciliaris* DC., 1836 (CONABIO 2020)

5.2 Descripción Botánica

Helianthus ciliaris (Figura 2) es una planta herbácea perenne rizomatosa, con una altura de 30 a 70 cm y sus raíces pueden alcanzar una profundidad de 2 m. Los tallos y el follaje son suaves y de color verde azulado, lo que le da el nombre de “hierba azul, hierba amargosa”. *H. ciliaris* tiene hojas sésiles estrechas, lineales o lanceoladas, en su mayoría opuestas, de 3-10 cm de largo, con un margen ciliado ondulado. Las cabezas de las flores, de 2-4 cm de ancho, tienen flósculos radiales amarillos y flósculos del disco rojizos; nacen solos (o pocos) en numerosos brotes axilares largos. Las plantas aparecen como grandes grupos, cubiertos de capullos de flores amarillas, debido a los numerosos brotes que se forman a partir de los rizomas subterráneos. Los frutos son aquenios de color marrón grisáceo, de cuatro ángulos, de unos 3 mm de largo, sin pappus, parecidos a una pequeña semilla de girasol (CABI, 2021).



Figura 2 : Planta de *H. ciliaris*

5.2.2 Fenología

Florece de junio a septiembre

5.2.3 Usos e Importancia

No se encontró ninguna utilidad y/o aprovechamiento adicional para esta especie en la bibliografía revisada.

5.2.4 Distribución

De origen tropical, distribuida en casi todo el país (SAGARPA, 2018).

Guevara (2021), evaluó extractos acuosos de hoja y tallo de *H. ciliaris* para el control del gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*) en laboratorio, registrando mortalidades inferiores al 30 %.

5.3 Argemone pleiacantha

5.3.1 Ubicación taxonómica

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Papaverales

Familia: Papaveraceae

Género: *Argemone* L., 1753

Especie: *A. pleiacantha* GREEN (CONABIO 2020)

5.3.2 Descripción botánica

Argemone pleiacantha (Figura 3), conocida como “chicalote”. Es una especie nativa de América del Norte, ampliamente distribuida desde el sur de EUA hasta el centro de México. Las plantas de argemone crecen en terrenos de cultivo

abandonados (Martínez, 2017). El género *Argemone* pertenece a la familia Papaveracea y comprende hierbas anuales y perennes, caulescentes, glaucos, con raíces transitorias o persistentes. Agrupa a 30 especies; todas con tallos, hojas y cápsulas espinosas (Schwarzbach & Kadereit, 1999).



Figura 3 : Planta de *A. pleiacantha*

5.3.3 Fenología

Su floración principalmente es en los meses de enero a abril, aunque en los estados de Veracruz y Guanajuato florece todo el año (CONABIO, 2022).

5.3.4 Usos e importancia

Principalmente su uso es medicinal. La semilla tiene un 36 % de aceite, que tiene propiedades purgativas y puede inducir el vómito (CONABIO, 2022).

5.3.5 Distribución

En México se ha registrado en Aguascalientes, Chiapas, Coahuila, Durango, Nuevo León, Oaxaca, Puebla, Sinaloa, Sonora, Tamaulipas y otros estados de la

República Mexicana (Villaseñor y Espinosa, 1998).

Gómez-Hernández (2019) evaluó extractos de raíz de *A. pleiacantha* contra el pulgón amarillo del sorgo (*Melanaphis sacchari* Zehnter) reportando una mortalidad de 91 %, atribuyendo su actividad insecticida a su contenido de alcaloides, entre los que destacan scopelina, berberina y alantolactona, presentes principalmente en flores, semillas y raíces.

6. LITERATURA CITADA

- Aguilar-Medel, S, & Lagunes-Tejeda, Ángel, & Díaz-Gómez, Ovidio, & Santillán-Ortega, Candelario, & Martínez-Carrillo, José Luis, & Rodríguez-Maciel, J. Concepción (2007). Susceptibilidad a insecticidas en dos poblaciones de *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae) biotipo b colectadas en baja California y Sinaloa, México. *Interciencia*, 32(4) ,266-269
- Aragón-García, A., Torija-Torres, A., Avelleira-Cortés, R., Tapia-Rojas, A. M., Contreras-Mora, I. R., & López-Olguín, J. F. (2008). Control de plagas de la jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) con *Gliricidia sepium* (Jacq.) en Chiautla de Tapia, Puebla. *Avances en Investigación Agropecuaria*, 12(3), 33-42.
- Arcos, A P. (2005). Estudio de poblaciones de *B. tabaci* Genn (Homoptera: Aleyrodidae) en malezas asociadas al cultivo de *Capsicum chinense* Jacq. Tesis para obtener el grado Ingeniero Agrónomo. Instituto Tecnológico Agropecuario # 2. Conkal Yuc. pp. 1-4, 7, 9.
- Attique, M. R, M. Rafiq, A Ghaffar, Z. Ahmad and A 1. Mohyuddin (2003). Hosts of *Bemisia tabaci* (Genn.) (Homoptera: Aleyrodidae) in cotton areas of Punjab, Pakistan *Crop Protection*, 22, 715-720
- Bethke, J. A., Paine, T. D., & Nuessly, G. S. (1991). Comparative biology, morphometrics, and development of two populations of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) on cotton and poinsettia. *Annals of the Entomological Society of America*, 84(4), 407-411.
- Bleeker, P.M., P.J. Diergaarde, K. Ament, J. Guerra, M. Weidner, S. Schutz, M.T.J. de Both, M.A. Haring and R.C. Schuurink. (2009). The role of specific tomato volatiles in tomato whitefly interaction. *Plant Physiology* 151: 925-935.
- Brown, J. K., D. R Frohlich, R C. Rosell (1995). The sweetpotato or silverleaf whiteflies: Biotypes of *Bemisia tabaci* or Species Complex? *Annual Review*

Entomology, 40, 511-534.

Cabanillas, H.E. and Raulston, J.R. (1996). Evaluation of *Steinernema riobris*, *S. carpocapsae*, and irrigation timing for the control of corn ear worm, *Helicoverpa zea*. *Journal of Nematology*. 28:75-82.

CAB International. (2021). *Bemisia tabaci* (tobacco whitefly). <http://www.cabi.org/isc/datasheet/8927>. Fecha de consulta septiembre de 2021.

CABI (2021). Invasive Species Compendium, *Helianthus ciliaris* (Texas blueweed) <https://www.cabi.org/isc/datasheet/26715> Fecha de consulta noviembre de 2021.

Cañarte, M. (2016). La mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) como plaga y vectora de virus en el tabaco. *Revista Colombiana de Entomología*, 7(1).

Celis A., C. Mendoza, M. Pachón, J. Cardona, W. Delgado y L. E. Cuca. (2008). Extractos vegetales utilizados como biocontroladores con énfasis en la familia Piperaceae. Una revisión. *Agronomía Colombiana* 26(1): 97-106.

CESAVEDF. (2016). Manejo fitosanitario de mosca blanca en hortalizas. Disponible en: http://cesavedf.org.mx/IMAGENES/PDF_MOSCA%20BLANCA.pdf

Céspedes, C. L., J. S. Calderón, L. Una and E. Aranda (2000). Growth effects on fallarmyworm *Spodoptera frugiperda* of some limonoids isolated from *Cedrela* spp. (Meliaceae). *Journal of Agriculture Food Chemistry*, 48, 1903-1908

Chi, R. F. (2005). Evaluación del potencial fungicida de los extractos etanólicos de diez plantas nativas de la Península de Yucatán. *Tesis para la opción al título de químico industrial*. 9 p.

Chu, D., W. Fang-Hao, T. Yun-Li, L. Guo-Xia, F. Zhong-Xue and B. Yu-Ping (2008). Genetic differentiation of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) biotype Q based on mitochondrial DNA markers. *Insect Science*, 15, 115-123.

CONABIO (2020a), Sistema de Información de Organismos Vivos Modificados (SIOVM) Proyecto GEF-CIBIOGEM de Bioseguridad. Disponible en http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/bioseguridad/pdf/21928_especie.pdf

CONABIO (2022). Malezas de México

<http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/papaveraceae/argemone-mexicana/fichas/ficha.htm>

Cremlyn, R. (1990). Plaguicidas Modernos y su acción bioquímica. México: Limusa. 63 p.

Cruz, M., Trejo, B., Arenas, L., Gómez, A., Sánchez, N., Martínez, F., García, C. (2003). Anisillo (*Tagetes filifolia* Lag.): Recurso genético mexicano para controlar la mosca blanca (*Bemisia* sp. y *Trialeurodes* sp.). *Revista Del Jardín Botánico Nacional*, 24(1/2): 65-70.

Cruz Herrera, A. (2018). Extractos de neem (*Azadirachta indica* a. Juss.) Para el control de mosca blanca (*Bemisia tabaci* Genn.) En el cultivo de tomate (Doctoral dissertation, Universidad Autónoma de Nuevo León).

Cuellar, M. E., & Morales, F. J. (2006). La mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) como plaga y vectora de virus en frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.). *Revista Colombiana de Entomología*, 32(1), 1-9.

D' Atri, P. (2006). "Qué es un agroquímico". UPAEP. Universidad Popular Autónoma del Estado de Puebla. Universidad Popular Autónoma del Estado de Puebla. 18:1-3.

De Liñan, V. C. (1998). Entomología Agroforestal Insecto y Ácaros que dañan

montes, cultivos y jardines, edición Agrotécnicas de la Universidad del Departamento de Botánica y Protección Vegetal de la E. T. S., de ingenieros Agrónomos de la Universidad Politécnica de Madrid, 509 p

Deletre E., Maelle M., Chantal M., Thibaud M. (2015). Behavioral response of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) to 20 plant extracts. *Journal of Economic Entomology* 108(4):1890-1901.

Duarte, R. M. A. (1992). Generalidades sobre mosquita blanca. SARH, pp. 1-3.

Echeverría P. E. G. y Carrillo R. J. C. 2007. Extractos vegetales para el control de mosca blanca (*Bemisia tabaci* Genn) en cultivos en franjas (maíz-fríjol). *Memoria del IX Simposio Internacional y IV Congreso Nacional de Agricultura Sostenible*, Veracruz 2007.

Esquivel-Valenzuela, B., Cueto-Wong, J., Valdez-Cepeda, R., Pedroza-Sandoval, A., Trejo-Calzada, R., & Pérez-Veyna, O. (2019). Prácticas de manejo y análisis de riesgo por el uso de plaguicidas en la comarca lagunera, México. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 35(1), 25-33.

Erdogan, C., G. Moores, M. Gurkan, K. Gorman and 1. Denholm (2008). Insecticide resistance and biotype status of populations of the tobacco whitefly *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) from Turkey. *Crop Protection*, 27, 600-605.

García-Gutiérrez, C., & Rodríguez-Meza, G. D. (2012). Problemática y riesgo ambiental por el uso de plaguicidas en Sinaloa. *Ra Ximhai*, 8(3), 1-10.

Gelman, D. B., & Gerling, D. (2003). Host plant pubescence: Effect on silverleaf whitefly, *Bemisia argentifolii*, fourth instar and pharate adult dimensions and ecdysteroid titer fluctuations. *Journal of Insect Science*, 3(1), 25.

Georges, K., B. Jayaprakasam, S. Dalavoy, M. Nair (2008). Pest managing activities of plant extracts and anthraquinones from *Cassia nigricans* from

Burkina Faso. Bioresource Technology, 99, 2037-2045.

Global Invasive Species Database (GISD). 2016. Species profile: *Bemisia tabaci*.
Disponible en: <http://www.iucngisd.org/gisd/species.php?sc=106>

Gómez Hernández, A. (2020). Efecto de extractos de chicalote (*Argemone pleiacantha* Greene) en el control de *Melanaphis sacchari* Zehntner Y *Drosophila suzuki* Matsumura. Tesis de maestría en Ciencias en Recursos Naturales y Medio Ambiente en Zonas Áridas. Universidad Autónoma Chapingo

Gonzalez, G. J. R., Pouey, F. G., Torres, D. C., & Demey, J. 2016. *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae): Historia, situación actual y su rol como vector de enfermedades virales de plantas en Venezuela. *Entomotrópica*, 31, 276-293.

González Alvarado, G. (2021). Efecto de tres extractos de origen vegetal sobre *Bemisia tabaci*, en *Gerbera jamesonii* en Villa Guerrero Estado de México.

Guevara Cortez, S. C. (2021). Evaluación de extractos vegetales en el control *in vitro* del gusano cogollero *Spodoptera frugiperda* JE SMITH (LEPIDOPTERA: NOCTUIDAE). Tesis de maestría en Ciencias en Recursos Naturales y Medio Ambiente en Zonas Áridas. Universidad Autónoma Chapingo. 50 p.

Guevara, L., Andrio, E., Cervantes, F., Rodríguez, D., Robles, R., Mondragon, W., & Pérez, D. (2015). Efecto bioinsecticida de extracto etanólico de higuierilla (*Ricinius communis* L) y lantana (*Lantana camara* L) sobre mosca blanca (*Bemisia tabaci* Genn) en tomate. *Revista de Ciencias Naturales y Agropecuarias*, 2(3), 428-434.

Gutiérrez-Olivares, M., J. C. Rodríguez-Maciél, C. Llanderal-Cázares, A. P. Terán-Vargas, A. Lagunes-Tejeda and O. Díaz-Gómez (2007). Stability of resistance to neonicotinoids in *Bemisia tabaci* (GENNADIUS) B biotype,

- from San Luis Potosi, México. *Agrociencia*, 41 (8), 913-920.
- Harborne, J. (1993). Introduction to Ecological Biochemistry. *Fourth Edition*. Academic Press Ltd., Harcourt Brace y Co., Publ., London, 4, 318.
- Holguín-Peña, R. J., Hernández-Montiel, L. G., & Latisnere-Barragán, H. (2010). Identificación y Distribución Geográfica de *Bemisia tabaci* Gennadius y su Relación con Enfermedades Begomovirales en Tomate (*Solanum lycopersicum* L.) de Baja California, México. *Revista Mexicana de Fitopatología*. 28: 58-60.
- Horowitz, A.R., Y. Antignus and D. Gerling. 2011. Management of *Bemisia tabaci* whiteflies (pp: 293-322). In: Thompson W.M.O. (Ed.). The whitefly, *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) interaction with geminivirus-infected host plants. Springer Dordrecht,
- INAES (2019) Disponible en: <https://www.gob.mx/inaes/es/articulos/cultivo-de-hortalizas-fuente-de-empleo-para-empresarios-sociales?idiom=es>
- Jing, Y., J. Huang, R. Ma and J. Han (2003). Host plant preferences of *Bemisia tabaci* Gennadius. *Entomología Sinica*, 10(2), 109-114.
- Kim S., Jung M., Song YJ, Kang SD, Kim BY, Choi IJ, Kim HG, Lee DH (2017). Evaluating the potential of the extract of *Perilla sp* as natural insecticide for *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) on sweet peppers. *Entomological Research* 47(2017):208-216
- Ileke, K. D., Idoko, J. E., Ojo, D. O., & Adesina, B. C. (2020). Evaluation of botanical powders and extracts from Nigerian plants as protectants of maize grains against maize weevil, *Sitophilus zeamais* (Motschulsky) [Coleoptera: Curculionidae]. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, 101702.
- Saldívar, R. H. L. (2003). Estado actual del conocimiento sobre las propiedades biocidas de la gobernadora [*Larrea tridentata* (DC) Coville]. *Revista*

Mexicana de Fitopatología, 21(2), 214-222.

LoPresti, E.F. (2014). Chenopod salt bladders deter insect herbivores. *Oecologia*, 174:921-930

Martínez, S. (2017). Evaluación de la actividad insecticida de cuatro aceites esenciales contra mosca blanca *Bemisia tabaci* (Genandius) (Doctoral dissertation, Tesis de pregrado). Universidad politécnica de Cartagena departamento de producción vegetal, España).

Martínez, A. M., Aguado-Pedraza, A. J., Viñuela, E., Rodríguez-Enríquez, C. L., Lobit, P., Gómez, B., & Pineda, S. (2017). Effects of ethanolic extracts of *Argemone ochroleuca* (Papaveraceae) on the food consumption and development of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). *Florida Entomologist*, 100 (2), 339-345.

Medina, R. G., 1. P. Torres, R. Bujanos, R. De La Torre, R. G. Guevara y M. M. González (2004). Reproducción y limpieza de mosquita blanca (*Bemisia tabaci* Genn.) utilizada como vector en pruebas de transmisión de geminivirus en chile (*Capsicum annuum* L). *Memorias de la Primera Convención Mundial del Chile, Biotecnología*. pp 106-114.

Naranjo, S. E., L. A. Cañasa and P. C. Ellsworth (2004). Mortalidad de *Bemisia tabaci* en un sistema de cultivos múltiples. *Horticultura internacional*, 43, 14-21.

Nava-Camberos, A. y P. Cano-Ríos (2000). Umbral económico para la mosquita blanca de la hoja plateada de melón en la comarca lagunera, México. *Agrociencia*, 34, 227-234.

Ortega-Arenas, L. D., & Ruiz, V. E. C. (2020). Moscas blancas (Hemiptera: Aleyrodidae) en México: estatus, especies, distribución e importancia. *Dugesiana*, 27(1), 37-54.

Pungitore, C. R., García, M, Gianello C. J., Tonn, E. C., Sosa, E. M. (2005). Lethal

and Sublethal Effects of Triterpenes from *Junellia aspera* (Verbenaceae) on the Grain Storage Insect *Tribolium aastaneum* (Coleoptera: Tenebrionidae). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 64:45-51

Rodríguez, H. C. (2001). Plantas contra plagas. Universidad Autónoma Metropolitana, México. 1-2.p

Rodríguez-Montero, Lucía, Berrocal-Jiménez, Alexander, Campos-Rodríguez, Roel, & Madriz-Martínez, Mairon. (2020). Determinación de la actividad biocida de extractos vegetales frente a la mosca blanca *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Revista Tecnología en Marcha*, 33 (3), 117-129.

Romero, Rusmelicia, Morales, Pedro, Pino, Oriela, Cermeli, Mario, & González, Eutimio. (2015). *Insecticide activity of six ethanolic plant extracts against whitefly*. *Revista de Protección Vegetal*, 30(Supl. 1), 23-28.

SAGARPA (2018) Principales plantas tóxicas en los agostaderos de Tamaulipas
Disponible en
https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/414873/PLANTAS_TOXICAS_DE_TAMAULIPAS_23112018.pdf

SADER (2019a) México potencia en el control biológico de plagas. *Disponible en:*
<https://www.gob.mx/agricultura/articulos/mexico-potencia-en-control-biologico-de-plagas?idiom=es>

SADER (2019b) *Manual para el buen uso y manejo de plaguicidas en campo 1ª edición*. Pp 11-13

SAS Institute Inc. 2008. SAS/STAT® 9.2 User's Guide. Cary, NC: SAS Institute Inc.

Schwarzbach A. & Kadereit J., (1999). Phylogeny of prickly poppies, *Argemone* (Papaveraceae), and the evolution of morphological and alkaloid

characters based on ITS nrDNA sequence variatio. *Plant Systematics and Evolution*. 218: 257-279.

SIAP (2016) Somos noveno productor de hortalizas a nivel mundial. *Disponible en:* <https://www.gob.mx/siap/articulos/somos-noveno-productor-de-hortalizas-a-nivel-mundial>

Soria, F. M. J. (2002). Paquete tecnológico para la producción de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq). Instituto Tecnológico Agropecuaria # 2. Conkal, Yucatán. 4, 7 p.

Souza, A. & J Vendramim (2001). Atividade inseticida de extratos aquosos de Meliáceas sobre a mosca branca *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) *Neotropical Entomology*, 30(1): 133-137

Trejo, R. J. A. Y G. F. J. Nava (2006). Insectos y ácaros plaga en cultivos hortícolas de Yucatán. Instituto Tecnológico de Conkal, Yuc. Entomología. 8-11 p.

Ulloa, J. A. 2005. Evaluación de Productos Sintéticos y Bioplaguicidas. *Disponible en* <http://orton.catie.ac.cr/REPDOC/A0536E/A0536E.PDF>

Villaseñor, J. L. (2016). Checklist of the native vascular plants of Mexico. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 87, 559–902.

Walia, S., Saha, S., Tripathi, V., & Sharma, K. K. (2017). Phytochemical biopesticides: some recent developments. *Phytochemistry Reviews*, 16(5), 989–1007.

Wink M. (2003). Evolution of secondary metabolites from an ecological and molecular phylogenetic perspective. *Phytochemistry*, 64, 3–19.

CAPÍTULO III

EVALUACIÓN DE EXTRACTOS ACUOSOS Y ETANÓLICOS DE *Argemone pleiacantha* GREENE y *Helianthus ciliaris* D.C. EN EL CONTROL DE *Bemisia tabaci*

I. INTRODUCCIÓN

Bemisia tabaci es una especie distribuida mundialmente y se encuentra en todos los continentes, con excepción de la Antártida (Wang et al., 2013). En las regiones donde *B. tabaci* está establecida impacta negativamente en el rendimiento de cosechas en hortalizas, especialmente por los virus transmitidos por este insecto (Baldin et al., 2015). El uso excesivo de insecticidas químicos durante las últimas décadas, ha ocasionado el desarrollo de resistencia de esta plaga (Jiménez-Martínez et al., 2012, Asifa et al., 2010). La alta incidencia de *B. tabaci* se atribuye a su gran potencial reproductivo, buena fecundidad, ciclo biológico corto y resistencia a diferentes insecticidas, incluyendo organofosforados, carbamatos y piretroides (Castillo-Sánchez et al., 2012). La producción de hortalizas en áreas infestadas, es limitada si no se dispone de medidas para el manejo de esta plaga (EFSA 2013).

Para atender y resolver esta problemática, se considera de gran importancia la búsqueda de soluciones para el control de este insecto plaga que sean de menos riesgo a la salud humana, seguros para los organismos benéficos (depredadores, parasitoides) e incluso hasta para mamíferos y para el ambiente. En este contexto, y en la búsqueda de alternativas naturales, se realizan esfuerzos en investigación y en el desarrollo de métodos para el manejo de mosquita blanca. Dentro de ellos, los extractos vegetales representan una opción promisorio para ser usados como plaguicidas botánicos en diversos cultivos (Dayan et al., 2009, Hilje 2001). Estos productos, son más seguros que los plaguicidas convencionales ya que no causan daño al medio ambiente ni al humano, de igual manera, son sustancias biodegradables y su uso contribuye a disminuir los problemas de residuos tóxicos en los productos poscosecha, lo cual es deseable en la producción de alimentos orgánicos (Rattan 2010).

Las plantas producen una amplia y diversa gama de metabolitos secundarios para protegerse del ataque de herbívoros; estos metabolitos secundarios son altamente específicos y realizan un papel importante en la evolución de las plantas y la interacción con los seres vivos. Las investigaciones y estudios científicos sobre diversas especies vegetales, han permitido conocer los componentes químicos activos responsables de las propiedades medicinales, farmacológicas, antifúngicas, antimicrobianas y antioxidantes, entre otras. Lo que lleva a diferentes industrias a realizar investigación para la obtención de nuevos productos (Bermúdez, Olivera & Velásquez, 2005). Los metabolitos secundarios de las plantas han demostrado tener propiedades medicinales y farmacológicas, y pueden ser aprovechados en diferentes industrias. Se estima que existen alrededor de 170,000 metabolitos de origen vegetal, (Degolda & Murray, 2017). Los metabolitos secundarios pertenecen a una de las tres clases principales de moléculas: terpenos, compuestos fenólicos y nitrogenados. Estos compuestos suelen estar relacionados con la protección de las plantas contra estreses bióticos y abióticos como una forma de acción insecticida. (RASKIN et al., 2002). La acción insecticida de los extractos vegetales se basa en factores ambientales, fenológicos, genéticos, fitosanitarios e incluso en la forma de elaborar y aplicar el producto (Miresmailli & Isman, 2014). La composición química y actividad biológica de los extractos vegetales, dependerá de varios factores como la técnica de extracción, solvente utilizado, tejido procesado (semillas, hojas, tallos y/o raíces) en qué etapa se procesan (frescas o secas), en que estación se colectan los tejidos, edad de la planta, si la materia prima vegetal procede de ecosistemas naturales o cultivos, entre muchos otros (Mejri 2010).

Las zonas áridas poseen una riqueza enorme de plantas endémicas. Sin embargo, el desconocimiento de la presencia de estas especies y sobre todo su valor ecológico ha impedido que sean utilizados como recurso alternativo ecológico y económico. Algunos ejemplos de plantas con potencial industrial: lechuguilla (*agave lechuguilla*), candelilla (*Euphorbia antisiphilitica*), guayule (*Parthenium argentatum*), palma Samandoca (*Yucca carnerosana*) de estas la lechuguilla y candelilla se han explotado en grandes cantidades en la región

beneficiando a los productores. Plantas con potencial medicinal: peyote (*Lophophora williamsii*), chaparro prieto (*Vachellia constricta*), cenizo (*Leucophyllum frutescens*), toloache (*Datura ferox*), gobernadora (*Larrea tridentata*) y orégano (*Lippia graveolens*) (Tarango, 2015). El aprovechamiento de especies vegetales, ha sido sin duda una de las actividades más importantes que ha desarrollado el hombre, pues de ellas se han obtenido productos para satisfacer necesidades como alimento y salud. Sin embargo y principalmente en la agricultura, algunas especies vegetales son vistas como indeseables consideradas como malezas ya que no generan un beneficio directo y se consideran un riesgo para las actividades e intereses del hombre (Mortimer, 1990). Para los cultivos, las malezas tienen competencia por nutrientes, espacio y humedad, debido a las características únicas que tienen y que favorecen su desarrollo, ocasionando pérdidas considerables para los agricultores (Altieri et al. 1999). Además de las malezas, los daños provocados por las plagas han afectado a los agricultores, incluso desde el inicio de la agricultura, principalmente de manera económica, por lo que para los productores agrícolas, el control de plagas es una necesidad (FAO, 2001).

Diversas investigaciones han demostrado que las plantas arvenses (malezas) poseen gran potencial de aprovechamiento desde obtener materia prima hasta su uso de manera directa (Hernández, 2020). Tal es el caso del género *Argemone* spp. específicamente *A. mexicana* mayormente evaluado contra plagas y enfermedades agrícolas. Su eficacia ha sido demostrada especialmente en plagas del frijol, maíz y amaranto (Cuevas et al., 1991). En mosquita blanca, hasta con un 66% de mortalidad al usar los extractos etanólicos de esta especie vegetal (Santiago et al., 2009). Aplicaciones foliares de extracto acuoso de *A. mexicana* a una concentración 1:1 P/V suprimió en un 60% el desarrollo de la roya del maní (*Puccinia arachidis*) (Patil, 2019).

Estudios en *A. mexicana*, evidencian la presencia de berberina y sanguinarina especialmente en hojas mientras que en la raíz es más abundante sanguinarina (Xool-Tamayo et al., 2017). Ambos son alcaloides del tipo bencilisoquinolina con actividad antimicrobiana y citotóxicas demostradas (Alamri & Moustafa, 2010;

Guízar-González et al., 2012; Moustafa et al., 2013) por lo que puede ser usada contra plagas agrícolas. Gómez (2020), en su trabajo de investigación con *A. pleiacantha* contra el pulgón amarillo del sorgo (*Melanaphis sacchari* Zehntner) y la mosca del vinagre (*Drosophila suzukii* Matsumara) comprobó la eficacia del extracto etanólico de esta especie vegetal, obtuvo mortalidades del 100 % y 93 % en *D. suzukii* y *M. sacchari* respectivamente a una concentración del 40 %.

Sin embargo no se ha probado la efectividad de *A. pleiacantha* con mosquita blanca (*B. tabaci*), al igual que *H. ciliaris* de la cual no se encontró información acerca de sus usos.

Basado en lo anterior, el objetivo del presente trabajo fue evaluar la actividad insecticida de extractos acuosos y etanólicos de *A. pleiacantha* y *H. ciliaris* en el control de ninfas y adultos de *B. tabaci*. Así como verificar cualitativamente su contenido de metabolitos secundarios.

II. MATERIALES Y MÉTODOS

El ensayo se desarrolló en las instalaciones de la Unidad Regional Universitaria de Zonas Áridas ubicada en Carretera Gómez Palacio - Ciudad Juárez, Bermejillo, km 40, Dgo., con coordenadas geográficas de 25.8 N y -103.6 O y una altitud de 1,200 msnm. En la mayor parte del año, el clima en la región es semiseco, con una temperatura máxima de 41 °C y una mínima de 9 °C. Los vientos dominantes en esta región son densos y calientes. La temperatura media es de 18° C. La precipitación pluvial anual es de 263.1 mm.

2.1 Diseño experimental

Para los bioensayos con extractos acuosos y etanólicos se usó un diseño experimental completamente al azar con seis tratamientos, incluido el testigo y tres repeticiones por cada órgano (tallo y hoja de cada especie vegetal), la unidad experimental en los bioensayos con extractos acuosos consistió de una caja de Petri con una hoja de melón infestada de ninfas, para los bioensayos con los extractos etanólicos, la unidad experimental consistió en un tubo de ensaye impregnado con el extracto con 10 adultos de mosquita blanca. En total el experimento consistió de 36 unidades experimentales por especie vegetal en ambos casos.

2.2 Variables medidas

En los bioensayos con extractos acuosos la variable que se midió fue la mortalidad de ninfas de *B. tabaci* a las 24, 48 y 72 horas después de la exposición al extracto. Para extractos etanólicos la variable medida fue la mortalidad de adultos a cuatro tiempos (2, 4, 6 y 8 horas) después de la exposición al extracto.

2.3 Colecta de material vegetal

Las plantas de chicalote (*A. pleiacantha*) y hierba amargosa (*H. ciliaris*) se recolectaron en el área de Mapimí y Bermejillo, Durango, México en los meses de julio y agosto del 2020.

2.4 Verificación cualitativa de metabolitos secundarios de *Argemone pleiacantha* y *Helianthus ciliaris*

La caracterización cualitativa de ingredientes activos se hizo de acuerdo con las metodologías de Bulugahapitiya, (2013) Se utilizaron controles positivos para el análisis fitoquímico cualitativo; para la detección de diterpenos se utilizó artemisinina (Sigma), para la detección de taninos ácido tánico (Indigo) y para fenoles ácido gálico (Sigma), para saponinas no se utilizó un testigo. Todas las pruebas consistieron en al menos tres repeticiones para una mejor confianza en los resultados.

Los extractos acuosos utilizados fueron los que se elaboraron para los ensayos contra *B.tabaci* a una concentración del 10 %.

Detección de saponinas

Para la detección de saponinas se utilizó la prueba de espuma (Bulugahapitiya, 2013). Para este propósito, se diluyeron 500 mg de cada uno de los extractos acuosos en 10 mL de agua destilada en un tubo de ensaye, en seguida, se agitaron por 30 s a 1.5 min. Una altura de espuma <5 mm indica que la prueba es negativa (-), si es de 5-10 mm (+) el contenido de saponinas es moderado; una altura >15 mm (+++) indica un alto contenido de saponinas (Figura 4).

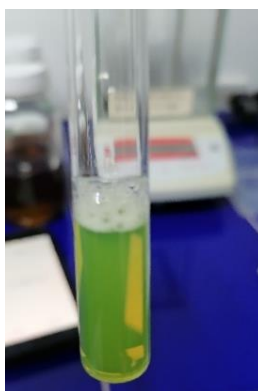


Figura 4. Detección de la presencia de saponinas en extracto de hoja de hierba amargosa

Detección de fenoles

Para la detección de fenoles se usó la prueba de cloruro férrico al 12.5 % (FeCl₃).

Para este propósito, se adicionaron tres gotas de solución de FeCl_3 a los 10 mL de agua destilada que contenía 500 mg del extracto acuoso. La transición colorimétrica de verde oscuro a azul índigo indicó la presencia de fenoles (Figura 5). (Bulugahapitiya, 2013).



Figura 5. Determinación de la presencia de fenoles en extractos de raíz de hierba amargosa

Detección de taninos

Para la detección de la presencia de taninos en los extractos, se usó la prueba de precipitación con gelatina. Se disolvieron 500 mg de los extractos acuosos en 10 mL de una solución de gelatina (1 %) y cloruro de sodio (10 %). La precipitación indica la presencia de taninos.

Detección diterpenos

La presencia de diterpenos en los extractos vegetales se determinó mediante la prueba de acetato de cobre. A 500 mg de los extractos acuosos disueltos en 10 mL de agua destilada se les adicionaron de 3 a 4 gotas de una solución de acetato de cobre al 10 %. Un cambio de coloración a un color verde esmeralda (Figura 6) indica la presencia de diterpenos.

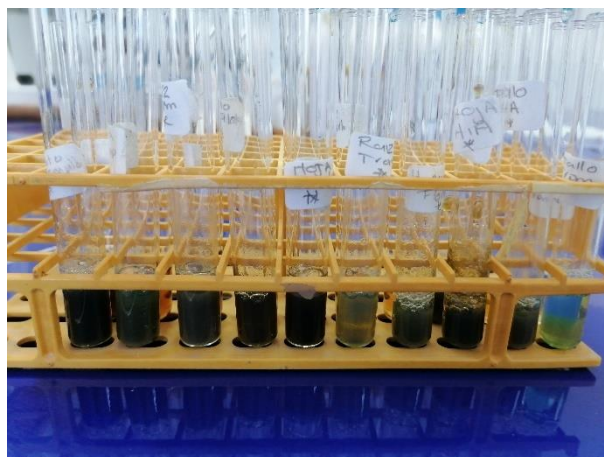


Figura 6. Prueba de detección diterpenos en los extractos de hoja de hierba amargosa

2.5 Obtención de extractos acuosos para la evaluación en ninfas de *B. tabaci*

Los extractos acuosos se obtuvieron por el método de infusión, las plantas colectadas se secaron a condiciones ambientales durante dos semanas, una vez que la planta estaba seca, se separaron tallos y hojas para triturarse por separado, para las partes más fibrosas como tallos se utilizó un molino eléctrico para obtener fragmentos más pequeños y en seguida se trituraron más finamente en un molino de mano (Figura 7), para un molido más fino en las hojas se utilizó una licuadora de uso doméstico.



Figura 7. Molienda de tallo de hierba amargosa en molino de mano

Para obtener las infusiones, en una parrilla eléctrica marca CIMAREC se colocó a ebullición agua bidestilada contenida en un matraz con capacidad de dos litros (Figura 8a), en seguida, se retiró del fuego para preparar las infusiones, por cada

litro de agua se adicionaron 20, 40, 60, 80 y 100 g de cada órgano (tallo y hoja) de ambas plantas (Figura 8b), después se dejaron enfriar a temperatura ambiente (25 a 30 °C) aproximadamente durante por 4 horas, posteriormente se dejó reposar por 24 h en refrigeración. Subsecuentemente, se realizó un primer filtrado con dos capas de gasa y después se pasó a través de papel filtro Whatman (número cuatro). Los productos finales se mantuvieron a 5°C, hasta la realización de los bioensayos.

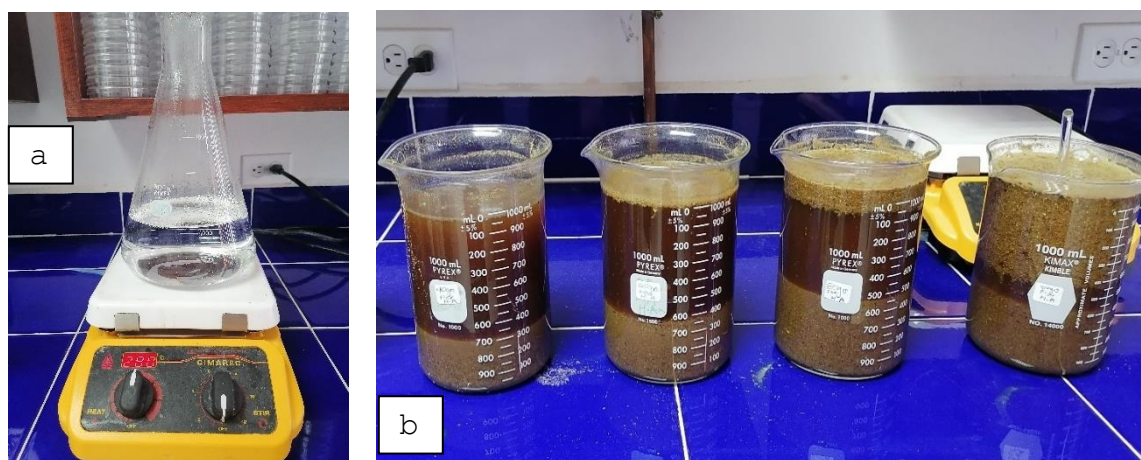


Figura 8. a) Parrilla CIMAREC, b). Apariencia de los extractos acuosos de hoja de chicalote a diferentes concentraciones

Bioensayo

Hojas de melón infestadas naturalmente con ninfas de *B. tabaci* fueron recolectadas de plantas establecidas en el campo experimental de la facultad de agricultura y zootecnia (FAZ) de la Universidad Juárez del estado de Durango ubicado en el ejido Venecia, Gómez Palacio. Las hojas se cortaron de la parte media de la guía de melón donde se observaron ninfas de segundo y tercer estadio (Figura 9a).

En el laboratorio se delimitó a 2.5 cm² en cada hoja para facilitar el conteo de ninfas bajo un estereomicroscopio, antes de la aplicación de los extractos (Figura 9b), después las hojas se colocaron en cajas de Petri sobre una base de algodón húmedo para mantenerlas hidratadas durante el periodo de evaluación (Figura 9d y 9e). En seguida, las hojas fueron asperjadas con una aspersora fumigadora

manual con capacidad de un litro con los extractos a diferentes concentraciones (Figura 9c).

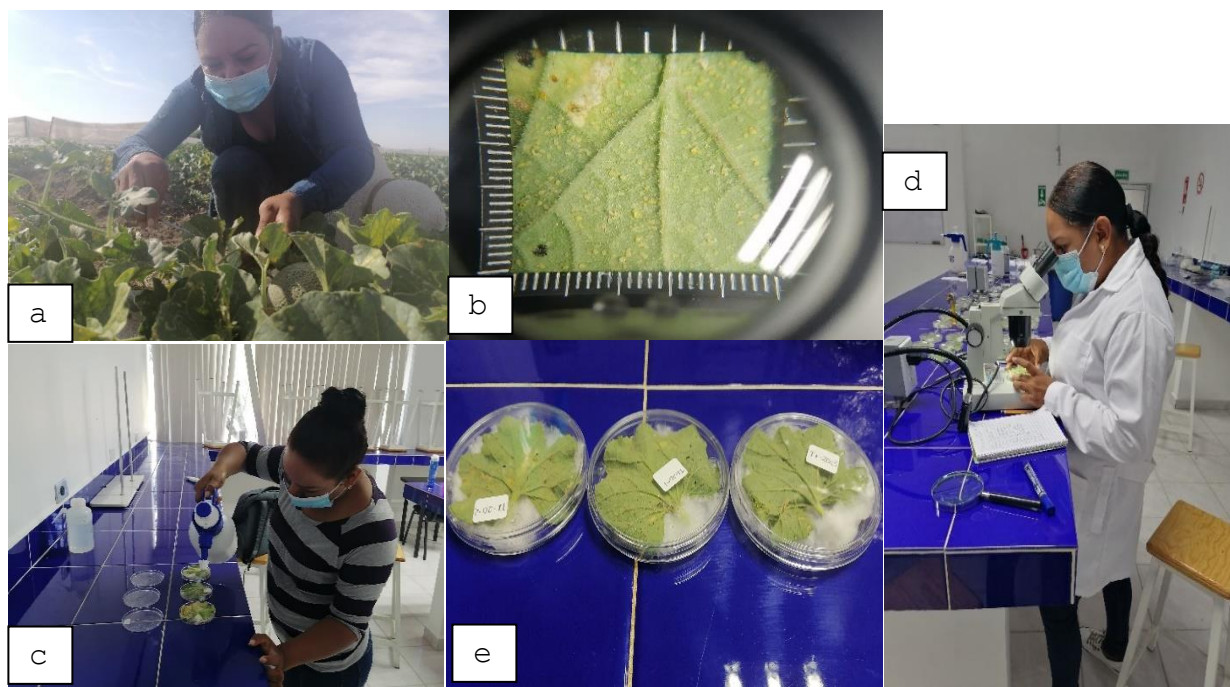


Figura 9. Realización de bioensayos: a) Corte de hojas de melón infestadas por ninfas de *B. tabaci* b) Marcado en la hoja de melón, c) Asperjado de hojas con el extracto vegetal. d) Conteo de ninfas en estereomicroscopio. e) Hojas preparadas en cajas de Petri para la evaluación.

2.6 Obtención de extractos etanólicos para la evaluación en adultos de *B.tabaci*

Del material colectado, seco y molido, de chicalote (hoja y tallo), de hierba amargosa (tallo y hoja) se realizó la extracción de compuestos usando como solvente etanol al 96 %. Primero, se condujeron ensayos para determinar la ventana biológica para estimar concentraciones medias para el ensayo final, utilizando concentraciones de 0, 100, 1000 y 10,000 ppm (Figura 10). Las concentraciones 1000 y 10000 ppm causaron la mayor mortalidad. Después de obtener los límites de respuesta se obtuvieron concentraciones medias (1778, 3162 y 5623 ppm) para la realización del ensayo. Después de un reposo de 24 h de las diferentes concentraciones, estas se agitaron por 8 h en un agitador orbital, en seguida se realizó el filtrado con papel Whatman (número 4), el filtrado final

se mantuvo en refrigeración hasta el día de la realización de los bioensayos. Los ensayos se hicieron de acuerdo con la metodología de Ail-Catzim et al. (2014), donde tubos de ensaye de 10 cm de longitud, se impregnaron con 1 mL de la concentración de los extractos de las plantas (Figura 10b). En seguida, los tubos se colocaron en un rodillo para que el extracto se impregnara en las paredes del tubo y facilitar la volatilización del solvente (Figura 10c), los tubos fueron tapados con papel Parafilm y refrigerados hasta el momento de realizar los bioensayos.

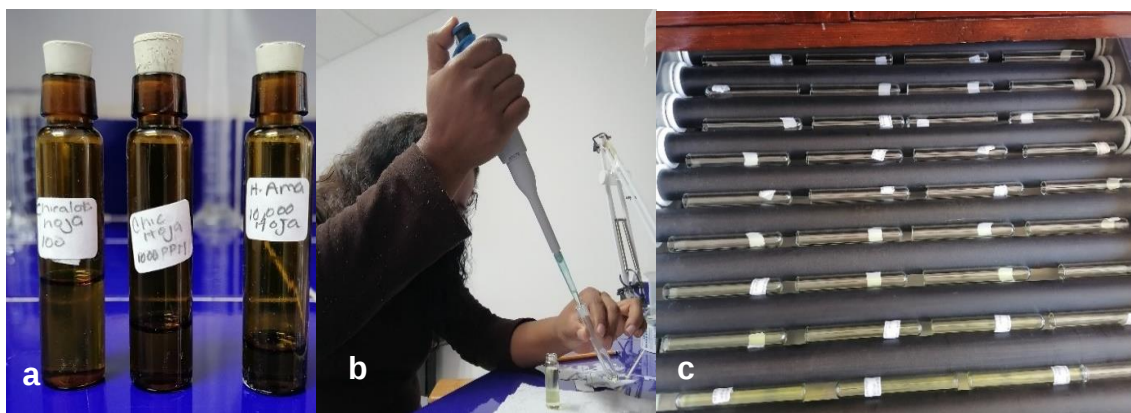


Figura 10. Preparación de tubos de ensaye, a) Diferentes concentraciones de extractos vegetales, b) Preparación e impregnado de los tubos de ensaye con los extractos, c) Volatilización del solvente (etanol) e impregnado de los extractos en los tubos de ensaye

Bioensayo

Los adultos de *B. tabaci* se colectaron con una aspiradora de insectos directamente de plantas de tomate infestadas, establecidas en el campo experimental de la unidad regional universitaria de zonas áridas.

En el laboratorio se colocaron 10 adultos de *B. tabaci* en cada tubo de ensaye colocando directamente el tubo en un orificio del tubo recolector (Figura 11), los tubos de ensaye se sellaron con tela organza para la evaluación a las 2, 4, 6, y 8 horas después de la exposición al extracto (Figura 12).



Figura 11.Traslado de adultos de *B. tabaci* directamente del tubo colector al tubo de ensaye



Figura 12.Tubos de ensaye impregnados con las concentraciones de extractos vegetales y con adultos de *B. tabaci* en el interior.

Los datos obtenidos en los ensayos se analizaron con el paquete estadístico SAS mediante análisis de varianza y prueba de rango múltiple de medias de Tukey a un Alpha de 0.05.

III. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1 Verificación cualitativa del contenido de algunos grupos de metabolitos secundarios de *A.pleiacantha* y *H. ciliaris*

La verificación cualitativa de los extractos acuosos de *H. ciliaris* y *A. pleiacantha* obtenidos de diferentes órganos (tallo, hoja, raíz y flor) de las plantas, evidenció la presencia de metabolitos secundarios, como fenoles, saponinas, diterpenos, y taninos. Los fenoles y saponinas se detectaron en todos los órganos de *H. ciliaris*; siendo fenoles con más presencia en todos los órganos de *H. ciliaris* (Cuadro 1). En relación con el contenido de fenoles de los extractos, se observó que el contenido de este metabolito secundario está por encima de los demás metabolitos en los extractos de hierba amargosa, no así en extractos de *A. pleiacantha* donde no obtuvo presencia, los diterpenos encontrados tuvieron presencia mínima en los extractos de tallo de las dos especies y en flor de hierba amargosa. Las saponinas estuvieron presentes en todos los extractos aunque no de forma abundante. Los taninos no tuvieron presencia en algunos órganos de las plantas y en los que se encontró fue de presencia mínima, Aunque no se hayan encontrado estos metabolitos bajo las condiciones de nuestro estudio, no implica su presencia, sugiriendo que al usar mayores concentraciones del extracto o mediante otro tipo de método analítico cuantitativo podrían ser detectados (Soto-García y Rosales-Castro, 2016). Así mismo se recomienda determinar cuantitativamente los metabolitos secundarios de ambas especies vegetales.

Los compuestos taninos, fenoles y terpenos son compuestos bioactivos que juegan un papel importante en los mecanismos de defensa de frutales y hortalizas (Cowan, 1999; Howard et al., 2000) y podrían considerarse como potenciales en la inocuidad de vegetales frescos si se aplican de manera externa o promoviendo su actividad como insecticida (Miyazawa et al., 2000, Vázquez-luna et al., 2007), estos metabolitos secundarios pueden actuar como reguladores del crecimiento, inhibidores de la alimentación y/o repelentes, y en consecuencia inhiben el desarrollo del insecto (Silva et al., 2002) Aunque aún son necesarios estudios adicionales para el aislamiento de sustancias de estas especies, los hallazgos

presentados demuestran la existencia de potencial en las dos especies para que pueda ser considerandas como insecticida vegetal.

Cuadro 1: Caracterización fitoquímica cualitativa de metabolitos secundarios en diferentes extractos a partir de órganos de *H. ciliaris* y *A. pleiacantha*.

PARTE /PLANTA	SAPONINAS	TANINOS	DITERPENOS	FENOLES
Tallo <i>A. pleiacantha</i>	+	-	+	-
Hoja <i>A. pleiacantha</i>	+	+	-	-
Tallo <i>H. ciliaris</i>	+	+	+	+++
Hoja <i>H. ciliaris</i>	++	-	-	+++
Raíz <i>H. ciliaris</i>	++	-	-	+++
Flor <i>H. ciliaris</i>	++	+	+	+++
-	Ausencia			
+	Presencia mínima			
++	Presencia notable			
+++	Presencia abundante			

3.2 Efectividad de extractos acuosos en la mortalidad de ninfas

Los extractos acuosos de las dos plantas que se evaluaron en ninfas de *B.tabaci* mostraron diferencia significativa ($p \leq 0.05$) en la mortalidad ninfal.

Todas las concentraciones de extractos acuosos de hoja y tallo de *A. pleiacantha* evaluados causaron mortalidad en *B. tabaci* (Cuadro 2) a diferentes tiempos. La mortalidad acumulada a las 72 horas por los extractos de hoja y tallo de *A. pleiacantha* fueron de 34.30 % y de 31.20 % respectivamente. En las primera 24 horas se alcanzó la mayor mortalidad con la concentración del 10 % en ambas especies vegetales, se observa que la mortalidad fue incrementada conforme la concentración del extracto fue aumentada. Todas las concentraciones a base de extractos de tallo y hoja de *A. pleiacantha* causaron mortalidades de 19.90 % y 17.67 % respectivamente (Cuadro 3). Los valores más altos en mortalidad se

obtuvieron con la concentración del 10 %.

Vásquez (2005) observó que el extracto de poleo (*Mentha pulegium*) a dosis del 5 y 10 % causó repelencia contra la mosquita blanca, pero a una dosis de 20 % registró una mortalidad del 82 %, concluyendo que a mayor concentración extracto mayor es la efectividad en el control del insecto.

Gómez (2020) reportó mortalidades de 91 y 70 % en pulgón amarillo, por extractos acuosos al 20 % de hojas y tallos de *A. pleiacantha* respectivamente, ellos atribuyen la alta capacidad insecticida de estos extractos a la presencia de alcaloides como berberina y sanguerina en ambos órganos de la planta.

Echeverría (2007), demostró la efectividad de extractos acuosos de epazote (*Chenopodium album*), para el control de *B. tabaci* G.) en el cultivo de frijol registrando un 69.2 % de mortalidad de adultos a una concentración del extracto.

Nardo et al. (1997), reportan hasta un 90 % de mortalidad de adultos de mosquita blanca a las 72 h de exposición al extracto acuoso de *Melia azederach* a una concentración de 20 %

Los porcentajes de mortalidad en *B. tabaci* causados por los extractos de ambas especies vegetales bajo condiciones de nuestro estudio, fueron menores a los reportados por estos autores. Y esto puede deberse a las bajas concentraciones de nuestros extractos probadas y en los cuales posiblemente sus principios activos no se encontraban de forma abundante, pudiendo causar poca toxicidad. Basado en lo anterior, se recomienda evaluar concentraciones más altas de ambos extractos, así como la utilización de otros métodos y solventes para la extracción de ingredientes activos de ambos extractos.

Cuadro 2. Efecto de diferentes concentraciones de extractos acuosos de *A. pleiacantha* en la mortalidad de ninfas de mosquitos blancas.

Órgano vegetal	Tiempo (h)	Concentración (%)					
		0	2	4	6	8	10
Tallo	24	0.0 ^c	2.67 ^{bc}	4.10 ^{bc}	1.66 ^c	11.56 ^{ab}	17.50 ^a
	48	0.0 ^d	3.36 ^c	8.13 ^b	8.18 ^b	14.79 ^{ab}	21.43 ^a
	72	0.0 ^c	7.97 ^{bc}	10.67 ^b	11.47 ^b	15.87 ^b	34.30 ^a
Hoja	24	0.0 ^b	2.90 ^b	5.40 ^{ab}	7.10 ^{ab}	7.70 ^{ab}	12.93 ^a
	48	0.0 ^c	2.90 ^{bc}	5.40 ^b	14.10 ^{ab}	14.30 ^{ab}	23.80 ^a
	72	0.0 ^d	5.20 ^c	8.23 ^c	18.97 ^b	14.30 ^b	31.20 ^a

Prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). Valores con las mismas letras entre hileras, son estadísticamente iguales.

Cuadro 3. Efecto de diferentes concentraciones de extractos acuosos de *H. ciliaris* en la mortalidad de ninfas de mosquitos blancas.

Órgano vegetal	Tiempo (h)	Concentración (%)					
		0	2	4	6	8	10
Tallo	24	0.0 ^b	3.30 ^{ab}	0.00 ^b	6.57 ^a	8.48 ^a	6.73 ^a
	48	0.0 ^c	4.09 ^{ab}	2.38 ^b	8.83 ^{ab}	17.23 ^a	9.57 ^{ab}
	72	0.0 ^c	4.09 ^{bc}	3.26 ^{bc}	11.87 ^{ab}	17.23 ^a	19.90 ^a
Hoja	24	0.0 ^a	1.15 ^a	5.54 ^a	1.96 ^a	2.26 ^a	0.00 ^a
	48	0.0 ^b	4.05 ^b	7.13 ^a	5.00 ^{ab}	3.21 ^b	9.00 ^a
	72	0.0 ^d	4.05 ^{cd}	7.13 ^{bc}	11.31 ^{bc}	9.64 ^{ab}	17.67 ^a

Prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). Valores con las mismas letras entre hileras, son estadísticamente iguales.

3.3 Efectividad de extractos etanólicos en adultos de *B. tabaci*

Los extractos etanólicos de las dos especies vegetales que se evaluaron en adultos de *B. tabaci* mostraron diferencia estadística significativa ($p \leq 0.05$) en la

mortalidad.

El extracto etanólico de tallo de *H. ciliaris* (Cuadro 4) causó el 99.93 % de mortalidad a una concentración de 10,000 ppm a las 6 h, manteniendo la misma mortalidad a las 8 horas después de exposición al extracto. A las 2 horas después de exposición al extracto se registró el 70 % de adultos muertos, esta alta actividad insecticida podría atribuirse al alto contenido de fenoles en el tallo, con posible acción tóxica. Sin embargo, se requiere conducir estudios que permitan dilucidar que metabolitos secundarios y que cantidad de estos posee cada especie vegetal. De igual manera se requiere de estudios toxicológicos posteriores a la plaga después de haber estado en contacto con el extracto que le causó mortalidad para determinar si esta se le atribuye la muerte por toxicidad.

Pérez (2007), menciona que los compuestos vegetales poseen metabolitos secundarios y que estos pueden actuar sobre los organismos directamente sobre la pared del cuerpo del insecto, inhibir la alimentación normal del insecto, causar alteraciones en la fisiología o el normal desarrollo del insecto, además de su acción de repelencia, alejando al insecto de la planta o incluso atrayentes.

Rodríguez-Montero et al. (2019) reportaron una mortalidad del 35 % en adultos de *B.tabaci* por extractos etanólicos de hojas de *Ruta graveolens* a una concentración de 5 g/L, a las 72 horas.

Los extractos de tallo de *A. pleiacantha* (Cuadro 5) causaron la mayor mortalidad (66.33 %) de adultos de *B. tabaci* a las ocho horas a una concentración de 10000 ppm Mientras que al evaluar la concentración de 5623 ppm se obtuvo una mortalidad de 50 % con ambos órganos de la planta (hoja y tallo).

Santiago et al. (2009) reportaron el efecto insecticida de extractos etanólicos de *Argemone spp.* contra mosquita blanca, registrando hasta un 66% de mortalidad de adultos con una concentración de 100,000 ppm del extracto.

Cuadro 4. Efecto de diferentes concentraciones de extractos etanólicos de *H. ciliaris* en la mortalidad de adultos de mosquita blanca.

Órgano vegetal	Tiempo (h)	Concentración (ppm)					
		0	1000	1778	3162	5623	10000
Tallo	2	0.00 ^c	16.67 ^b	6.67 ^b	10.00 ^b	23.33 ^b	70.00 ^a
	4	0.00 ^d	20.00 ^{bc}	6.67 ^c	16.67 ^{bc}	30.00 ^b	93.33 ^a
	6	0.00 ^c	23.33 ^b	20.00 ^b	30.00 ^b	33.33 ^b	99.93 ^a
	8	0.00 ^a	23.33 ^{bc}	20.00 ^c	30.00 ^{bc}	43.33 ^b	99.93 ^a
Hoja	2	0.00 ^a	0.00 ^a	0.00 ^a	3.33 ^a	0.00 ^a	3.33 ^a
	4	0.00 ^c	13.33 ^b	6.67 ^{bc}	3.33 ^c	13.33 ^b	19.99 ^a
	6	0.00 ^d	13.33 ^c	13.34 ^c	26.66 ^b	20.00 ^{bc}	43.32 ^a
	8	0.00 ^d	20.00 ^{bc}	13.34 ^c	26.66 ^b	20.00 ^{bc}	49.99 ^a

Prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). Valores con las mismas letras entre hileras, son estadísticamente iguales

Cuadro 5. Efecto de diferentes concentraciones de extractos etanólicos de *A. pleiacantha* en la mortalidad de adultos de mosquita blancas.

Órgano vegetal	Tiempo (h)	Concentración (ppm)					
		0	1000	1778	3162	5623	10000
Tallo	2	0.00 ^a	0.00 ^a	0.00 ^a	0.00 ^a	0.00 ^a	0.00 ^a
	4	0.00 ^c	10.00 ^b	10.67 ^b	20.00 ^a	23.33 ^a	23.33 ^a
	6	0.00 ^c	13.33 ^b	14.00 ^b	23.33 ^{ab}	33.33 ^a	33.33 ^a
	8	3.33 ^d	23.33 ^b	14.00 ^c	26.66 ^b	50.00 ^{ab}	63.33 ^a
Hoja	2	0.00 ^a	0.00 ^a	0.00 ^a	0.00 ^a	0.00 ^a	0.00 ^a
	4	0.00 ^c	10.00 ^b	16.67 ^b	20.00 ^a	23.33 ^a	23.33 ^a
	6	0.00 ^d	10.00 ^c	20.00 ^b	43.33 ^a	43.33 ^a	46.66 ^a
	8	0.00 ^c	26.67 ^b	26.66 ^{b*}	43.33 ^{ab}	50.00 ^{ab}	53.33 ^a

Prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). Valores con las mismas letras, son estadísticamente iguales

IV. CONCLUSIONES

La verificación cualitativa de los metabolitos secundarios en extractos acuosos indicaron la presencia de fenoles, taninos, saponinas y diterpenos en los extractos acuosos de *H. ciliaris* y *A. pleiacantha*. Los extractos de hierba amargosa muestran la mayor cantidad de fenoles en todos sus órganos.

Las dos especies vegetales mostraron potencial insecticida contra *B. tabaci*, sin embargo, aún son necesarios estudios adicionales de forma cuantitativa para la identificación de los posibles metabolitos secundarios implicados en esta actividad insecticida.

Los extractos etanólicos y acuosos de *H. ciliaris* y *A. pleiacantha* ocasionaron mortalidad en ninfas y adultos de *B. tabaci*.

El extracto etanólico de *H. ciliaris* tuvo el mejor control en adultos de mosquita blanca.

La mortalidad de ninfas y adultos en este análisis incremento conforme la concentración de los extractos fue más alta.

V. LITERATURA CONSULTADA

- Ail-Catzim, C. E., García-López, A. M., Troncoso-Rojas, R., González-Rodríguez, R. E., & Sánchez-Segura, Y. (2015). Insecticidal and repellent effect of extracts of *Pluchea sericea* (Nutt.) on adults of *Bemisia tabaci* (Genn.). *Revista Chapingo. Serie Horticultura*, 21(1), 33-41.
- Alamri, S. A., & Moustafa, M. F. (2010). Antibacterial activity of the latex of *Argemone ochroleuca* Sweet. *Saudi Med J*, 31(11), 1207-1210
- Altieri M. A., Hecht S., Liebman M., Magdoff F., Nogarard R., Sicor T. O. (1999). *Agroecología bases científicas para una agricultura sustentable*. Editorial Nordan-comunidad. Avda. Millan 413, 12900 Montevideo. ISBN (Nordan): 9974-42-052-0.
- Asifa, H; Muhammad, A. and Ghulam M. (2010). Susceptibility of *Bemisia tabaci* Gen. (Homoptera: Aleyrodidae) to Selected Insecticides, *Pakistan J. Zool.*, 42(3), 295-300.
- Baldin, E. L., Fanela, T. L., Pannuti, L. E., Kato, M. J., Takeara, R., & Crotti, A. E. (2015). Botanical extracts: alternative control for silverleaf whitefly management in tomato Extratos botânicos: controle alternativo para o manejo de mosca-branca em tomateiro. *Horticultura Brasileira*, 33, 59-65.
- Bermúdez, A., Oliveira-Miranda, M. A., & Velázquez, D. (2005). La investigación etnobotánica sobre plantas medicinales: una revisión de sus objetivos y enfoques actuales. *Interciencia*, 30(8), 453-459.
- Bulugahapitiya, V. P. (2013). *Plants based natural products extraction, isolation and phytochemical screening methods* (1ra. ed.). Matara, Sri Lanka: Indika Graphics.
- Castillo-Sánchez, Luis Enrique, Jiménez-Osornio, Juan José, & Delgado-Herrera, María América. (2012). Actividad biológica *in vitro* del extracto de *Capsicum chinense* Jacq contra *Bemisia tabaci* Genn. *Revista Chapingo. Serie*

horticultura, 18(3), 345-356.

Cowan, M. (1999). Plant products as antimicrobial agents. *Clinical Microbiological Reviews*, 10, 564-582

Cuevas, S. M. I.; Romero, C. A. N. & García, J. C. M. (1991). Utilización de chicalote *Argemone mexicana* (Papaveraceae) como una alternativa para el control del gorgojo pinto del frijol *Z. subfasciatus* (Bohn) (Coleoptera: Bruchidae). In: Memorias del II Simposio nacional sobre sustancias vegetales y minerales en el combate de plagas. Sociedad Mexicana de Entomología. A. C. Oaxaca, Oaxaca, México. 3-10 pp

Dayan, F. E., Cantrell, C. L., & Duke, S. O. (2009). Natural products in crop protection. *Bioorganic & medicinal chemistry*, 17(12), 4022-4034

Degolda, R., & Murray, J. (2017). Evolutionary Perspectives on the Role of Plant Secondary Metabolites. Chapter 7. In: S, Badal & R, Delgoda. *Pharmacognosy. Applications and Strategy*. Academic press. 93-100

Echeverría, P. E. G. Y R J. C. Carrillo (2007). Extractos vegetales para el control de mosquita blanca (*Bemisia tabaci* Genn.) en cultivos en franjas (maíz-fríjol) *Memoria del IX Simposio Internacional y IV Congreso Nacional de Agricultura Sostenible, Veracruz*.

EFSA Panel on Plant Health (PLH). (2013). Scientific opinion on the risks to plant health posed by *Bemisia tabaci* species complex and viruses it transmits for the EU territory. *EFSA Journal*, 11(4), 3162.

Esquivel-Valenzuela, B., Cueto-Wong, J., Valdez-Cepeda, R., Pedroza-Sandoval, A., Trejo-Calzada, R., & Pérez-Veyna, Ó. (2019). Prácticas de manejo y análisis de riesgo por el uso de plaguicidas en la comarca lagunera, México. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 35(1), 25-33.

Flores Torrez, G. L. (2017) Efectos de tres dosis de extracto de saponina de

quinua (*Chenopodium quinoa* Willd) en su forma sobrenadante para el control del hongo *Botrytis* sp. bajo condiciones de laboratorio y en cultivo de haba (Doctoral dissertation).

FAO. (2001). El estado mundial de la agricultura y la alimentación 2000. Consultado el 01 diciembre de 2019 en <http://www.fao.org/3/x9800s/x9800s00.htm#TopOfPage>

Jimenez-Martinez, E; Lanuza R.E. and Rizo G.E. 2012. Evaluation of botanical and chemical insecticides to control whitefly (*Bemisia tabaci* Gennadius) and geminivirus in tomato (*Solanum esculentum* Mill) in Tisma, Masaya, Revista Científica la Calera, 12(19), 96-106.

García, A. Á., & Carril, E. P. U. (2011). Metabolismo secundario de plantas. *Reduca (biología)*, 2(3).

García-Granados, R. U., Cruz-Sosa, F., Alarcón-Aguilar, F. J., Nieto-Trujillo, A., & Gallegos-Martínez, M. E. (2019). Análisis fitoquímico cualitativo de los extractos acuosos de *Thalassia testudinum* Banks ex Köning et Sims de la localidad de Champotón, Campeche, México, durante el ciclo anual 2016-2017. *Polibotánica*, (48), 151-168.

Gimeno, E. Compuestos fenólicos. Un análisis de sus beneficios para la salud. OFFARM, ámbito Farmacéutico nutrición (revista en internet) 2004. (acceso abril 2022); 23 (6).

Gómez Hernández, A. (2020). Efecto de extractos de chicalote (*Argemone pleiacantha* Greene) en el control de *Melanaphis sacchari* Zehntner Y *Drosophila suzuki* Matsumura. Tesis de maestría en Ciencias en Recursos Naturales y Medio Ambiente en Zonas Áridas. Universidad Autónoma Chapingo.45 p.

Guevara Cortez, S. C. (2021). EValuación de extractos vegetales en el control *in vitro* del gusano cogollero *Spodoptera frugiperda* JE SMITH

(LEPIDOPTERA: NOCTUIDAE). Tesis de maestría en Ciencias en Recursos Naturales y Medio Ambiente en Zonas Áridas. Universidad Autónoma Chapingo. 50 p.

Guízar-González, C., Trujillo-Villanueva, K., Monforte-González, M., & VázquezFlota, F. (2012). Sanguinarine and dihydrosanguinarine accumulation in *Argemone mexicana* (L) Cell suspension cultures exposed to yeast extract. *Journal of the Mexican Chemical Society*, 56(1), 19-22.

Hilje Quirós, L. (2001). Avances hacia el manejo sostenible del complejo mosca blanca-Geminivirus en tomate, en Costa Rica. ed. Manejo integrado de plaga N° 61. p. 69-80

Howard, L. R.; Talcott, S. T.; Brenes, C. H.; Villalon, B. 2000. Changes in phytochemical and antioxidant activity of selected pepper cultivars (*capsicum* species) as influenced by maturity. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 48,1713-1720

Isaza, M., & Hipólito, J. (2007). Taninos o polifenoles vegetales. *Scientia et technica*, 13(33).

Mejri, J., Abderrabba, M., & Mejri, M. (2010). Chemical composition of the essential oil of *Ruta chalepensis* L: Influence of drying, hydro-distillation duration and plant parts. *Industrial Crops and Products*, 32(3), 671-673.

Miresmailli, S., & Isman, M. B. (2014). Botanical insecticides inspired by plant–herbivore chemical interactions. *Trends in Plant Science*, 19(1), 29-35.

Miyazawa, M.; Nakamura, Y.; Ishikawa, Y. 2000. Insecticidal sesquiterpene from *Alpinia oxyphylla* against *Drosophila melanogaster*. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 48, 3639-3641.

Mortimer, J. 1990. Marine Turtle Conservation in Malaysia. In T.H. Richardson, H.I. Richardson & M. Donnelly (eds.). Proc. of the Tenth Annual Workshop on Sea Turtle Biology and Conservation. NOAA. Technical Memorandum

NMFS-SEFC-278. 286 p.

- Moustafa, M. F., Alamri, S. A., Taha, T. H., & Alrumman, S. A. (2013). In vitro antifungal activity of *Argemone ochroleuca* Sweet latex against some pathogenic fungi. *African Journal of Biotechnology*, 12(10), 1132-1137.
- Nardo, E. A B., A S. Costa and A L. Lourenyao (1997). *Melí*a azederach extractas an antifeedant to *Bemisia tabaci* (Homóptera: Aleyrodidae). *Florida Entomologist*, 80(1), 92-94.
- Patil, B. J. (2019). Efficacy of foliar spray applications of plant extracts against groundnut rust. *Current Research in Environmental & Applied Mycology (Journal of Fungal Biology)*, 9(1), 113-121.
- Pérez T. B. C. 2007. Diagnóstico y propuesta de manejo de plagas de la Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) con extractos vegetales en el municipio de Chiautla de Tapia, Puebla. Tesis de maestría, Benemérita Universidad Autónoma de Puebla, Puebla.
- Pérez-Urria Carril, E., & Ávalos García, A. (2009). Metabolismo secundario de plantas. *Reduca*, 2(3), 119-145.
- RASKIN, I. et al. (2002) Plants and Human Health in the Twenty-First Century. *Trends Biotechnology*, v. 20, n. 12, p. 522-531,
- Rattan, R. S. (2010). Mechanism of action of insecticidal secondary metabolites of plant origin. *Crop protection*, 29(9), 913-920.
- Rodríguez-Montero, Lucía, Berrocal-Jiménez, Alexander, Campos-Rodríguez, Rooel, & Madriz-Martínez, Mairon. (2020). Determinación de la actividad biocida de extractos vegetales frente a la mosca blanca *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Revista Tecnología en Marcha*, 33 (3), 117-129.
- Santiago H. N.C., Carrillo, R., Jerez, S., Chávez, S., & C. Perales, S. (2009).

Extractos vegetales para el control de mosquita blanca *Bemisia tabaci* Genn. en tomate. Recuperado de: http://www.somas.org.mx/pdf/pdfs_libros/agriculturasostenible5/5_1/70.pdf.

Silva, G.; Lagunes, A.; Rodríguez, J. C.; Rodríguez, D. 2002. Insecticidas vegetales; una vieja-nueva alternativa en el control de plagas. Revista Manejo Integrado de Plagas (CATIE).

Soto-García, Marcela & Rosales-Castro, Martha. Efecto del solvente y de la relación masa/ solvente, sobre la extracción de compuestos fenólicos y la capacidad antioxidante de extractos de corteza de *Pinus durangensis* y *Quercus sideroxyla*. Maderas, Cienc. tecnol. 18 (4):701-714, 2016. DOI: <http://dx.doi.org/10.4067/S0718-221X2016005000061>.

Tarango A., L.A. 2015. Problemática y Alternativas de Desarrollo de las Zonas Áridas Y Semiáridas de México. Centro Regional de Estudios de las Zonas Áridas y Semiáridas (CREZAS). CAMPUS SLP-CP. Salinas de Hidalgo, S.L.P.

Vásquez R. F. (2005). Evaluación de extractos vegetales en el control de insectos plaga a nivel de huerto familiar. Memoria de residencia. ITAO. No. 23 Oaxaca. México. 35 p.

Vázquez-Luna, L. Pérez-Flores & R. Díaz-Sobac (2007) Biomoléculas con actividad insecticida: una alternativa para mejorar la seguridad alimentaria biomolecules with insecticidal activity: an alternative to improve the food safety, *cyta - Journal of Food*, 5:4, 306-313

Vázquez-Flota, F. (2017). Early developmental onset of alkaloid biosynthesis in Mexican poppy (*Argemone mexicana* L) Papaveraceae. *Phytochemistry Letters*, 20, 300–305

Wang, Y. L., Wang, Y. J., Luan, J. B., Yan, G. H., Liu, S. S., & Wang, X. W. (2013).

Analysis of the transcriptional differences between indigenous and invasive whiteflies reveals possible mechanisms of whitefly invasion. PLoS One, 8(5), e62176.

Xool-Tamayo J. F., Monforte-González, M., Rubio-Piña, J., Mirón-López, G, ..