

Instituto Tecnológico Superior de Abasolo

Organismo Público Descentralizado del Gobierno del Estado de Guanajuato.



Extractos vegetales para el control de insectos plaga en el cultivo de chile serrano (*Capsicum annuum*)

Tesis profesional para obtener el título de:
**Ingeniero en Innovación Agrícola
Sustentable**

Presenta:

Fabiola Castro Hernández

Asesor de Tesis:

Ing. Yareli Alejandra Velasco León



Autorización de presentación de trabajo de titulación

Se autoriza al estudiante **Fabiola Castro Hernández** inscrita en la Ingeniería en Innovación Agrícola Sustentable del Instituto Tecnológico Superior de Abasolo, con número de control **AS20110259**, a defender su proyecto de trabajo de titulación “**Extractos vegetales para el control de insectos plaga en el cultivo de chile serrano (*Capsicum annuum*)**” ante el comité sinodal asignado.

La presente se expide en Abasolo Guanajuato al 22 de Noviembre de 2024.

Ing. Yareli Alejandra Velasco León
Presidente del sínodo

M.C. Anabel Flores Lee
Secretario del sínodo

Ing. Mariana Quiroz González
Vocal del sínodo

Dedicatorias

Quiero dedicarles este trabajo con todo mi amor y cariño:

A mi madre Guillermina Hernández por estar a mi lado siempre, eres mi mayor ejemplo en la vida, esta investigación que me llevó un año hacer es para ti, por confiar en mí y apoyarme durante este proceso.

A mi padre Isaac Castro por cuidarme siempre y porque con tu esfuerzo y amor me diste la oportunidad de prepararme profesionalmente y cumplir este sueño.

A mis hermanos, por ser partícipes de mis sueños, y estar siempre junto a mi apoyándome para que no me rindiera.

A mis abuelos Refugio Hernández y Ángel Castro que ya han sido llamados por nuestro padre Dios, pero permanecen en mi mente y corazón para alentarme a hacer las cosas cada día mejor.

Agradecimientos

Por ser parte de mi formación académica y personal agradezco con todo mi corazón:

A Dios por darme la oportunidad de vivir y cumplir esta meta, por siempre guiarme en el camino e iluminar mi mente y mi corazón, gracias por darme fuerzas para continuar siempre.

A mi madre por ser el pilar de mi vida, por amarme con todo su corazón, agradezco cada uno de sus abrazos, sus besos y sus oraciones, todo eso me ha llevado hasta donde hoy estoy, siempre me ha enseñado a no rendirme y tener fe, agradezco todo su esfuerzo y sacrificio para que pudiera prepararme profesionalmente, por eso pido a Dios la conserve muchos años más para compartir todos mis logros junto a ella.

A mi padre por motivarme siempre inculcándome ese amor por la tierra y el trabajo, agradezco todo el apoyo que me ha dado, por cada esfuerzo que ha hecho para darme la oportunidad de tener una profesión.

A mis hermanas Cristina e Isamar por todo el cariño y apoyo que siempre he tenido, a Paola por ser mi ejemplo y brindarme su apoyo emocional y económico, a mi hermano Ángel por siempre acompañarme mientras hacía mis tareas y verme como su ejemplo.

A mis amigas Mariana, Jennifer y Rosario por su compañía y apoyo dentro y fuera de la Universidad, gracias por hacer de esta la mejor de las etapas.

A mis “roomies” Arturo y Montse por ser ese apoyo cuando estaba lejos de casa y hacerme sentir en un hogar, a Dianita por todo el amor, sus abrazos y acompañamiento brindado durante esta etapa, por hacerme reír cuando el ánimo estaba por debajo.

A la Ing. Yareli Alejandra Velasco León por ser la guía en este proceso, confiar en mí y brindarme de su tiempo, a mi coasesora y maestra Anabel Flores Lee por proporcionarme sus conocimientos, enseñanzas y experiencias para el desarrollo del proyecto.

Resumen

El presente trabajo de investigación titulado “Extractos vegetales para el control de insectos plaga en el cultivo de chile serrano (*Capsicum annuum*)”, tuvo por objetivo evaluar extractos vegetales para el control de plagas en el cultivo de chile serrano. El proyecto fue establecido en la comunidad de Villachuato, Michoacán, empleándose cuatro tratamientos, tres a base de extractos vegetales; ajo (*Allium sativum*), higuera (*Ricinus communis*), hoja de paraíso (*Melia azedarach*), y un testigo (Imidacloprid). Se utilizó un diseño de bloques completamente al azar con cuatro tratamientos y cuatro repeticiones, dando dieciséis unidades experimentales con cuatro plantas cada una. Las variables evaluadas fueron el número de adultos de mosquita blanca, pulgón verde y larvas de gusano soldado. Se realizaron monitoreos semanales para determinar el día de la aplicación, realizándose 4 aplicaciones con intervalos de 7 días, comenzando el día 28 después del trasplante y para la toma de datos se realizó un conteo de insectos previo a la aplicación y posterior a ella. Los datos obtenidos se analizaron en el software estadístico InfoStat®. En la variable número de mosquitas blancas a los 52 y 60 días después del trasplante, el extracto de ajo mostró diferencias estadísticas con el resto de los tratamientos evidenciando así su eficiencia. Para la variable número de larvas de gusano soldado a los 52 y 60 días, el extracto de higuera mostró mayor control sobre esta plaga. Con respecto al número de pulgones a los 52 días, se presentó un control similar entre el testigo y el extracto de paraíso, mientras que a los 60 días el extracto de paraíso sobresalió en el control de la plaga. Los extractos de ajo, higuera y paraíso resultaron ser efectivos y específicos en el control de mosquita blanca (*Bemisia tabaci*), pulgón verde (*Myzus persicae*) y gusano soldado (*Spodoptera exigua*).

Palabras clave: Aplicación, orgánico, sustentable, daño, monitoreo.

Abstract

The present research work entitled “Plant extracts for the control of pest insects in the cultivation of serrano pepper (*Capsicum annuum*),” aimed to evaluate plant extracts for the control of pests in the cultivation of serrano pepper. The project was established in the community of Villachuato, Michoacan, using four treatments, three based on plant extracts: garlic (*Allium sativum*), castor (*Ricinus communis*), paradise leaf (*Melia azedarach*), and a control (Imidacloprid). A completely randomized block design was used with four treatments and four repetitions, giving sixteen experimental units with four plants each. The variables evaluated were the number of whitefly adults, green aphids, and armyworm larvae. Weekly monitoring was carried out to determine the day of application, with four applications being carried out with intervals of 7 days, starting on day twenty-eight after transplanting and to collect data, an insect count was carried out prior to application and after it. The data obtained were analyzed in the InfoStat® statistical software. In the variable number of white mosquitoes at 52 and 60 days after transplantation, the garlic extract showed statistical differences with the rest of the treatments, thus evidencing its efficiency. For the variable number of armyworm larvae at 52 and 60 days, the castor extract showed greater control over this pest. Regarding the number of aphids at 52 days, there was a similar control between the control and the paradise extract, while at 60 days the paradise extract stood out in controlling the pest. Garlic, castor, and paradise extracts turned out to be effective and specific in the control of whitefly (*Bemisia tabaci*), green aphid (*Myzus persicae*) and armyworm (*Spodoptera exigua*).

Keywords: Application, organic, sustainable, damage, monitoring.

ÍNDICE

| | |
|--|----|
| INTRODUCCIÓN | 1 |
| I. GENERALIDADES DEL PROYECTO..... | 2 |
| 1.1 PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA..... | 3 |
| 1.2 JUSTIFICACIÓN..... | 3 |
| 1.3 HIPÓTESIS..... | 3 |
| 1.4 OBJETIVOS..... | 4 |
| 1.4.1 Objetivo general | 4 |
| 1.4.2 Objetivos específicos | 4 |
| II. MARCO TEÓRICO..... | 5 |
| 2.1 Origen del cultivo | 6 |
| 2.2 Importancia del cultivo | 6 |
| 2.3 Clasificación taxonómica | 7 |
| 2.4 Características botánicas..... | 8 |
| 2.4.1 Raíz..... | 8 |
| 2.4.2 Tallo | 8 |
| 2.4.3 Hojas | 8 |
| 2.4.4 Flores | 9 |
| 2.4.5 Frutos..... | 9 |
| 2.5 Requerimientos edafoclimáticos | 9 |
| 2.5.1 Suelo | 9 |
| 2.5.2 Temperatura..... | 9 |
| 2.5.3 Luminosidad..... | 10 |
| 2.5.4 Humedad del suelo | 10 |
| 2.6 Fertilización..... | 10 |

| | | |
|--------|--|----|
| 2.6.1 | Requerimientos nutricionales | 11 |
| 2.6.2 | Fuentes de nutrición..... | 11 |
| 2.7 | Enfermedades en el cultivo de chile serrano | 11 |
| 2.7.1 | Damping-off o secadera de plántulas..... | 12 |
| 2.7.2 | Tizón temprano (<i>Alternaria solani</i>) | 12 |
| 2.7.3 | Secadera tardía (<i>Phytophthora capsici</i>) | 13 |
| 2.8 | Principales plagas que atacan al cultivo de chile serrano..... | 14 |
| 2.8.1 | Pulgón verde (<i>Myzus persicae</i>)..... | 14 |
| 2.8.3 | Minador de la hoja (<i>Liriomyza</i> spp.) | 17 |
| 2.8.4 | Gusano soldado (<i>Spodoptera exigua</i>)..... | 19 |
| 2.8.5 | Barrenillo del chile (<i>Anthonomus eugenii</i>) | 20 |
| 2.9 | Niveles de daños y umbrales económicos de las plagas..... | 22 |
| 2.9.1 | Nivel de daño económico (NDE) | 22 |
| 2.9.2 | Umbral económico (UE) | 22 |
| 2.10 | Métodos de control de plagas en el cultivo de chile serrano..... | 22 |
| 2.10.1 | Control biológico..... | 23 |
| 2.10.2 | Control químico | 23 |
| 2.10.3 | Control etológico | 23 |
| 2.10.4 | Control natural (Bioplaguicidas) | 23 |
| 2.10.5 | Extractos vegetales..... | 24 |
| 2.10.6 | Plantas con acción insecticida | 24 |
| III. | METODOLOGÍA | 28 |
| 3.1 | Localización del experimento..... | 29 |
| 3.2 | Especie evaluada | 29 |
| 3.3 | Tratamientos..... | 30 |

| | | |
|-------|--|----|
| 3.4 | Diseño experimental | 31 |
| 3.5 | Establecimiento del experimento | 32 |
| 3.5.1 | Producción de plántula | 32 |
| 3.5.2 | Preparación del terreno | 34 |
| 3.5.3 | Instalación del sistema de riego | 35 |
| 3.5.4 | Trasplante | 37 |
| 3.6 | Manejo del cultivo | 38 |
| 3.6.1 | Riego | 38 |
| 3.6.2 | Fertilización | 38 |
| 3.6.3 | Control de malezas | 39 |
| 3.7 | Elaboración de los extractos | 40 |
| 3.8 | Aplicación | 44 |
| 3.9 | Variables registradas | 46 |
| 3.10 | Análisis estadístico | 47 |
| IV. | RESULTADOS Y DISCUSIÓN | 48 |
| 4.1 | Mosquita blanca (<i>Bemisia tabaci</i>) | 49 |
| 4.1.1 | Identificación de <i>Bemisia tabaci</i> | 49 |
| 4.1.2 | Conteos de adultos de mosca blanca | 50 |
| 4.2 | Gusano soldado (<i>Spodoptera exigua</i>) | 52 |
| 4.2.1 | Identificación de larvas de <i>Spodoptera exigua</i> | 52 |
| 4.2.2 | Conteo de larvas de gusano soldado | 53 |
| 4.3 | Pulgón verde (<i>Myzus persicae</i>) | 56 |
| 4.3.1 | Identificación de <i>Myzus persicae</i> | 56 |
| 4.3.2 | Conteo de adultos de pulgón verde | 58 |
| V. | CONCLUSIÓN | 60 |

| | |
|-----------------------|----|
| VI. REFERENCIAS | 62 |
| VII. ANEXOS | 72 |

ÍNDICE DE TABLAS

| | |
|--|----|
| Tabla 2.1- Clasificación taxonómica del chile serrano..... | 7 |
| Tabla 3.1- Tratamientos. | 30 |
| Tabla 3.2- Nivel de decisión para el manejo algunos insectos plagas | 45 |

ÍNDICE DE FIGURAS

| | |
|---|----|
| Figura 2.1- Plántulas con lesiones en el cuello y raíz principal, por damping-off. | 12 |
| Figura 2.2- Plántulas con lesiones producidas por <i>Alternaria solani</i> . | 13 |
| Figura 2.3- Plantas con lesiones producidas por <i>Phytophthora capsici</i> . | 14 |
| Figura 2.4- Pulgón verde (<i>Myzus persicae</i>) en plantas de chile serrano. | 15 |
| Figura 2.5- Daños por pulgón verde (<i>Myzus persicae</i>) en chile serrano. | 15 |
| Figura 2.6- Mosquita blanca (<i>Bemisia tabaci</i>). | 16 |
| Figura 2.7- Virosis por presencia de <i>Bemisia tabaci</i> en chile serrano. | 17 |
| Figura 2.8- <i>Liriomyza</i> spp en chile serrano. | 18 |
| Figura 2.9- Daños producidos por <i>Liriomyza</i> spp. | 18 |
| Figura 2.10- Larva de <i>Spodoptera exigua</i> . | 19 |
| Figura 2.11- Daños ocasionados por <i>Spodoptera exigua</i> en chile serrano. | 20 |
| Figura 2.12- Ciclo biológico del picudo del chile. | 21 |
| Figura 2.13- Fruto de chile con daño de <i>A. eugenii</i> . | 21 |
| Figura 2.14- Planta de higuera (<i>Ricinus communis</i>) | 25 |
| Figura 2.15- Paraíso (<i>Melia azedarach</i>) | 25 |
| Figura 2.16- Ajo (<i>Allium sativum</i>). | 26 |
| Figura 2.17- Planta de chicalote (<i>Argemone</i> spp) | 27 |
| Figura 2.18- Planta de ruda (<i>Ruta graveolens</i>). | 27 |
| Figura 3.1- Localización del proyecto. | 29 |
| Figura 3.2- Semilla de chile serrano. | 30 |
| Figura 3.3- Distribución de los tratamientos en campo. | 31 |
| Figura 3.4- Parcela con los tratamientos distribuidos. | 31 |
| Figura 3.5- Desinfección de la charola. | 32 |
| Figura 3.6- Llenado de charola. | 33 |

| | |
|--|----|
| Figura 3.7- Siembra de las semillas. | 33 |
| Figura 3.8- Aplicación de enraizador. | 34 |
| Figura 3.9- Preparación del terreno. | 35 |
| Figura 3.10- Instalación del sistema de riego. | 36 |
| Figura 3.11- Sistema de riego por goteo. | 36 |
| Figura 3.12- Plántulas de chile serrano. | 37 |
| Figura 3.13- Trasplante. | 37 |
| Figura 3.14- Riego del cultivo. | 38 |
| Figura 3.15- Foliares aplicados. | 39 |
| Figura 3.16- Control de malezas. | 39 |
| Figura 3.17- Preparación extracto de <i>R. Communis</i> | 41 |
| Figura 3.18- Extracto de <i>Melia azedarach</i> | 42 |
| Figura 3.19- Extracto de <i>Allium sativum</i> | 43 |
| Figura 3.20- Muestreo sistemático. | 44 |
| Figura 3.21- Conteos y aplicación. | 45 |
| Figura 3.22- Variables número de insectos. | 46 |
| Figura 3.23- Software estadístico InfoStat. | 47 |
| Figura 4.1- Mosquita blanca encontrada en el cultivo. | 49 |
| Figura 4.2- Mosquita blanca (<i>B.tabaci</i>) de referencia. | 50 |
| Figura 4.3- Número de mosquitas blancas en cada uno de los tratamientos en diferentes días. | 51 |
| Figura 4.4- Larvas de gusano encontradas. | 52 |
| Figura 4.5- Larva de gusano (<i>S. exigua</i>) de referencia. | 53 |
| Figura 4.6- Número de larvas de gusano soldado en cada uno de los tratamientos en diferentes días. | 55 |
| Figura 4.7- Adultos de pulgón verde encontrados. | 57 |

Figura 4.8- Pulgón verde (*M. persicae*) de referencia. 57

Figura 4.9- Número de pulgones verdes en cada uno de los tratamientos en diferentes días..... 59

Símbolos y/o abreviaturas

| | |
|-------------|-------------------------------|
| ml | Mililitros |
| °C | Grados Celsius |
| m | Metro |
| cm | Centímetro |
| mm | Milímetro |
| h | Hora |
| t | Tonelada |
| g | Gramos |
| ha | Hectárea |
| ddt | Días después del trasplante |
| NDE | Nivel De daños Económicos |
| UE | Umbral Económico |
| msnm | Metros sobre el nivel del mar |

Glosario

Alicina: Es un compuesto derivado del ajo que se forma mediante una reacción espontánea. La alicina formada representa del 60 al 80% de los compuestos azufrados presentes en el ajo y es el que le otorga su olor característico, por ello se cree que es el compuesto activo (Arellano-Buendía et al., 2022).

Cumarinas: Son metabolitos secundarios sintetizados por algunas plantas, estos compuestos poseen propiedades insectiles que permiten dar respuesta al ataque de plagas, así mismo tienen propiedades farmacológicas (Venancio-Rodríguez et al., 2021).

Eclosión: La eclosión es un proceso biológico que se refiere a la salida de un huevo de su cáscara o la ruptura de un capullo para que emerja una mariposa o un insecto (Mandujano-Camacho et al., 2018).

Estambres: Son los órganos reproductores masculinos en las flores, producen y almacenan el polen, o la información genética de una planta, están formados por el filamento y una bolsita, llamada antera, que contiene el polen (Ramírez, 2014).

Oviposición: Es un término relacionado con la reproducción de ciertos insectos, se refiere a la colocación de huevecillos que hacen las hembras sobre los tejidos vegetales, de esta manera la planta se convierte en el hospedero (Quiroz-Medina et al., 2023).

Ricina: Es una poderosa toxina proteica que se encuentra en la planta de ricino, esta sustancia se encuentra en todas las partes de la planta, pero se concentra

particularmente en las semillas, es un metabolito secundario que inhibe en la alimentación de algunos insectos plaga (Pita et al., 2004).

Savia: Sustancia líquida que es trasladada a través de los tejidos de las plantas, la savia está constituida por un 98% de agua, así como de sales minerales, aminoácidos y hormonas. Las plantas son capaces de crear su propia fuente de alimentos gracias a la creación de la savia (Llanderal, 2014).

Solución acuosa: Una solución es una mezcla homogénea que consiste en un soluto disuelto en un disolvente, la solución acuosa es agua que contiene una o más sustancias disueltas que pueden ser sólidas, o líquidas (Hernández et al., 2011).

INTRODUCCIÓN

El chile (*Capsicum annuum*) es uno de los cultivos de gran importancia tanto a nivel mundial como nacional, ya que sus frutos son consumidos tanto en fresco como en seco con la finalidad de proveer color, sabor y aroma a un sinnúmero de platillos. México es considerado el país con mayor variedad de *C. annuum*, este se cultiva en diferentes cantidades en todo el territorio nacional (Aguilar, 2012). Según datos emitidos por el Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP), México es líder en la producción de chile serrano (*C. annuum*), todos los estados son productores de este cultivo, sumando un total de 149,693.65 ha sembradas, de las cuales se produjo un total de 3,086,742.28 t en promedio, los estados que destacan en la producción de esta hortaliza son Sinaloa, Chihuahua, Zacatecas, San Luis Potosí y Sonora, el estado de Guanajuato se posiciona en el séptimo lugar con una producción de 129,654.78 t (SIAP, 2021).

Como la gran mayoría de los cultivos, las plantas de chile serrano también son atacadas por diversas plagas que causan daños de importancia económica, entre las principales plagas de este cultivo destacan el barrenillo del chile (*Anthonomus eugenii*), mosquita blanca (*Bemisia tabaci*), pulgón verde (*Myzus persicae*), minador de la hoja (*Liriomyza* spp.), araña roja (*Tetranychus* spp.) y gusano soldado (*Spodoptera exigua*), entre otras (Garza y Rivas, 2009).

Hoy en día se registra un uso excesivo de insecticidas químicos por parte de los agricultores para el control de estas plagas, lo que ha traído como consecuencia un impacto negativo en el medio ambiente y degradación del mismo, por esta razón diferentes investigadores se han dedicado a la búsqueda de plantas cuyas características de composición estén asociadas con la actividad insecticida o repelente en el control de plagas, lo cual llevó al descubrimiento de extractos vegetales, cuyos componentes secundarios de la planta son utilizados como medio de defensa al ataque de plagas (Nava et al., 2010). Tomando en cuenta lo anterior mencionado, se determinó evaluar la efectividad de tres extractos vegetales para el control de insectos plaga en el cultivo de chile serrano.

I. GENERALIDADES DEL PROYECTO

1.1 PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

El cultivo de chile serrano (*Capsicum annuum*) es afectado por una gran cantidad de insectos plaga de las cuales en su gran mayoría perjudican de manera severa provocando bajas en el rendimiento de la producción lo que conlleva a grandes pérdidas en la economía de los agricultores.

El control de plagas es un factor que debe ser muy considerado durante la producción, lo ideal es comenzar con la utilización de productos naturales de origen botánico, sin embargo, los agricultores a causa de la desinformación han ido optando por emplear productos químicos para este control, por lo que en la actualidad se registra un uso excesivo de estas sustancias, acción que ha traído como consecuencia un impacto negativo en el medio ambiente generando contaminación y degradación del mismo.

1.2 JUSTIFICACIÓN

El uso de extractos vegetales para el control de plagas en la agricultura es una gran alternativa, debido a que estas sustancias no originan daños en el medio ambiente ni resistencia por parte de las plagas, cabe señalar que estos extractos botánicos tampoco presentan una residualidad en el producto de cosecha por lo que no genera consecuencias a la salud del consumidor garantizando así la inocuidad alimentaria.

1.3 HIPÓTESIS

Los extractos vegetales presentarán mayor efectividad en comparación con el insecticida químico en el control de insectos plaga en el cultivo de chile serrano (*Capsicum annuum*).

1.4 OBJETIVOS

1.4.1 Objetivo general

Evaluar extractos vegetales para el control de insectos plaga en el cultivo de chile serrano (*Capsicum annuum*).

1.4.2 Objetivos específicos

- Identificar los principales insectos plaga presentes en el cultivo de chile serrano.
- Determinar cuál de los extractos vegetales evaluados presenta mayor efectividad en el control de insectos plaga en el cultivo de chile serrano.

II. MARCO TEÓRICO

2.1 Origen del cultivo

El chile serrano es una planta que corresponde al género *Capsicum* y a la familia Solanácea, se tiene un registro con alrededor de 23 a 27 especies silvestres pertenecientes a dicho género y aproximadamente un poco más de 2,000 variedades utilizadas como cultivares. El género *Capsicum* tiene como centro de origen y domesticación a México; el nombre de chile serrano se debe a sus primeras zonas de cultivo en el país, las cuales son las sierras de los estados de Puebla, Hidalgo y México (Godínez y Ríos, 2007).

2.2 Importancia del cultivo

En México y a nivel mundial existe una gran producción de chile serrano, debido a su alta demanda de consumo principalmente en la gastronomía, hay una gran variedad de platillos preparados a base de este producto; las típicas salsas y adobos del estado de México, Guadalajara y San Luis Potosí, solo por mencionar algunos (Coveca, 2004).

El chile serrano en conjunto con la calabaza, el maíz y el frijol forman parte de la base alimenticia mexicana, ya que estos fueron alimento de la cultura azteca, además de ser alimento lo utilizaban por sus propiedades analgésicas, antiinflamatorias y antioxidantes contenidos en los capsaicinoides del chile (Aguirre y Muñoz, 2015).

El cultivo de chile serrano es significativo debido al valor que aporta para la producción agrícola de las regiones productoras, genera ingresos competitivos para los productores, y además es una gran fuente de empleo ya que su cosecha dura alrededor de 150 días de jornada beneficiando la economía e impulsando el desarrollo de la región (Zavala, 2006).

Según datos emitidos por el Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP) durante el año 2022 la producción de chile serrano bajo diferentes sistemas productivos como invernadero, macro túnel y cielo abierto, generaron un valor productivo de \$3,111,234.81 a nivel nacional, de esta manera el estado de Guanajuato se colocó en el séptimo lugar con un aporte de \$113,505.90 (SIAP, 2022).

2.3 Clasificación taxonómica

De acuerdo con López (2003), se describe a continuación la clasificación taxonómica del chile serrano:

Tabla 2.1- Clasificación taxonómica del chile serrano.

| Taxonomía del chile serrano (<i>Capsicum annuum</i>) | |
|---|-----------------|
| Reino | Plantae |
| División | Magnoliophyta |
| Clase | Magnoliopsida |
| Orden | Solanales |
| Familia | Solanaceae |
| Género | <i>Capsicum</i> |
| Especie | <i>annuum</i> |

2.4 Características botánicas

El chile serrano (*Capsicum annuum*) es una planta que regularmente no crece mucho por lo que se le describe como herbáceo cuya composición es de un solo tallo del cual se desprenden ramificaciones (Anguiano, 2010).

2.4.1 Raíz

El chile serrano tiene un sistema radicular pivotante y profundo. La raíz principal se caracteriza por ser fuerte, posterior a su trasplante desarrolla nuevas raíces laterales o secundarias mismas que pueden extenderse hasta 1 m, las cuales son reforzadas por la aparición de un gran número de raíces adventicias (Hernández, 2007).

2.4.2 Tallo

Los tallos tienden a ser herbáceos y con un incremento limitado pero rígido. En cuanto a la longitud de este, puede variar desde 0.5 a 1.5 m, su color es un verde oscuro (Anguiano, 2010).

2.4.3 Hojas

Son hojas planas, simples y compuestas, de forma ovoide alargada, hay una gran variabilidad en su tamaño, miden entre 2 a 12 cm de largo y 1-7 cm de ancho (Valadez, 1994).

2.4.4 Flores

Generalmente son flores solitarias, aunque con la forma de las ramificaciones pueden ser axilares, formándose en las axilas de las ramas, son de color blanco, miden de 8 a 9 mm de diámetro, tienen 5 o 6 estambres (Romero, 2016).

2.4.5 Frutos

Tiene una forma recta y alargada, ligeramente encorvados, con punta redondeada, miden de 2 a 10 cm de longitud, generalmente son de color verde oscuro; con piel lisa y gruesa; el sabor es picante (Ramírez, 1989).

2.5 Requerimientos edafoclimáticos

2.5.1 Suelo

Los suelos más apropiados para el cultivo de chile son los francos arenosos, profundos, ricos en materia orgánica de 3 a 4 % y bien drenados. El rango de pH en el suelo para este cultivo oscila entre 6.5 y 7 (Lesur, 2006).

2.5.2 Temperatura

La temperatura es un factor determinante en los procesos de fotosíntesis, respiración y reserva de azúcares. La temperatura ideal para el desarrollo de las plantas de chile se encuentra de 10° C como mínima y una máxima de 25°C. Es importante mantener el rango mencionado ya que si la temperatura está por debajo del valor mínimo puede alargar el ciclo vegetativo y retrasar la floración, en caso contrario cuando hay aumento

de temperatura por encima del valor máximo puede causar un estrés hídrico en la planta llegando incluso a la muerte (Valle, 2013).

2.5.3 Luminosidad

La luz es un factor indispensable durante el proceso de fotosíntesis, por lo que una absorción de luz limitada por las plantas se ve reflejada en la fenología y morfología del cultivo (Atilio y Reyes, 2008). La planta de chile serrano es algo exigente en cuanto a luminosidad, principalmente durante las primeras etapas de desarrollo y la floración, por tal razón se considera planta de día largo por el periodo de luz que necesita (Moreno-Jiménez et al., 2017).

2.5.4 Humedad del suelo

La reserva de agua en el suelo permite que sea absorbida por la planta mediante las raíces, una vez dentro es transportada a través de los tejidos vasculares para realizar sus funciones vitales como la fotosíntesis, transporte y disolución de los nutrientes (Mata-Vázquez et al., 2010). Las hortalizas, en específico el chile, requiere de altas cantidades de agua, por lo que se recomienda aplicar un riego cada 20 o 25 días cuya lámina de humedad penetre 10 o 12 cm. Es recordable aplicar otros 7 o 9 riegos de auxilio durante el desarrollo del cultivo, dividiéndolos de la siguiente manera: de 3 a 4 riegos para alcanzar la floración y formación de frutos, de 3 a 5 riegos en la formación y cosecha (Córdova, 2003).

2.6 Fertilización

La fertilización se da en función de los requerimientos nutricionales del cultivo, para ello es recomendable hacer un análisis de suelo previo, y de esta manera conocer los elementos disponibles y aquellos con presencia deficiente, una vez

obtenidos estos datos se calcula la dosis de aplicación según la etapa fenológica del cultivo (Sandoval, 2001).

2.6.1 Requerimientos nutricionales

Salazar-Jara y Juárez-López (2012), mencionan en su trabajo de investigación que el requerimiento nutricional para el cultivo de chile es el siguiente:

Nitrógeno (N), 2.4 - 4.0; Fósforo (P_2O_5), 0.4 - 1.0; Potasio (K_2O), 3.4 - 5.29, Calcio (CaO): 0.55 - 1.80 y Magnesio (MgO), 0.28 - 0.49.

2.6.2 Fuentes de nutrición

Los fertilizantes son material orgánico e inorgánico natural o sintético, que le proporciona uno o más elementos a las plantas para su desarrollo (Martínez y Jasso, 2004). Los fertilizantes empleados como fuentes de nutrición son: nitrato de amonio, sulfato de amonio y urea para nitrógeno (N); para aporte de fósforo (P), ácido fosfórico, fosfato monoamónico mejor conocido como MAP y fósforo diamónico (DAP); como fuente de potasio (K), se encuentra el nitrato de potasio y cloruro de potasio (Martínez, 2002).

2.7 Enfermedades en el cultivo de chile serrano

El daño producido a causa de enfermedades en las plantas es observado a simple vista, esto surge como consecuencia ante el desarrollo de microorganismos dentro de ellas. Los microorganismos dañinos o patógenos se alimentan de la planta y a su vez estos producen sustancias tóxicas que impiden un funcionamiento correcto en el metabolismo del vegetal, pueden ser enfermedades crónicas o letales (López y Gastélum, 2003).

Las enfermedades más comunes en el cultivo de chile serrano son las siguientes:

2.7.1 Damping-off o secadera de plántulas

Esta enfermedad es un problema fuerte, se presenta en las plántulas desde su preemergencia hasta un mes de edad. Las plántulas se marchitan con rapidez causando una reducción considerable en la población de ellas. Esta enfermedad es causada por distintos hongos dentro de los cuales se encuentra *Phytium*, *Rhizoctonia*, *Phytophthora* y *Fusarium*; estos hongos pueden permanecer en el suelo por largos periodos de tiempo, se alojan en residuos de plantas enfermas o en raíces de plantas arvenses. El Damping-off puede ser más grave cuando la humedad del suelo es más alta y compactación en el mismo (Sánchez, 2001).



Figura 2.1- Plántulas con lesiones en el cuello y raíz principal, por damping-off.
Fuente: Roberts (2003).

2.7.2 Tizón temprano (*Alternaría solani*)

Esta enfermedad es capaz de dañar cualquier parte de la planta, desde la base del tallo, peciolos, hojas, flor y fruto. El agente responsable es el hongo *Alternaría solani*. Los primeros síntomas se ven reflejados en las hojas viejas, en las que aparecen

lesiones irregulares de color café oscuro y miden alrededor de 1.5 cm de diámetro, las lesiones se envuelven de un color amarillo por las toxinas; los excesos de lesiones pueden destruir el tejido foliar (Guion et al., 2001).



Figura 2.2- Plántulas con lesiones producidas por *Alternaria solani*.
Fuente: Sanogo y Carpenter (2008).

2.7.3 Secadera tardía (*Phytophthora capsici*)

Esta enfermedad puede causar daño en cualquier parte de la planta y en cualquiera de sus etapas fenológicas. Los síntomas principales de la enfermedad son la podredumbre del cuello y marchitez violenta. En el cuello de la planta enferma se observa una zona de color negruzco, la cual perjudica primero los tejidos corticales y posterior a los vasculares (Nuez et al., 1996).



Figura 2.3- Plantas con lesiones producidas por *Phytophthora capsici*.
Fuente: Velázquez et al. (2001).

2.8 Principales plagas que atacan al cultivo de chile serrano

Se denomina plaga a la población de insectos que ataca a los cultivos, cuando el número de individuos es elevado y la población aumenta esta produce una reducción parcial o total en el rendimiento del cultivo ocasionando pérdidas económicas (Mena y Velásquez, 2010).

2.8.1 Pulgón verde (*Myzus persicae*)

Garza (2002), menciona que el pulgón verde (*Myzus persicae*) es uno de los vectores de virus en vegetales con mayor presencia a nivel mundial, este áfido tiene la capacidad de transmitir alrededor de 120 enfermedades afectando a una cantidad de más de 500 especies de plantas que utiliza como hospedantes.

La temperatura óptima para su desarrollo es de 26 °C, tiene un ciclo de siete días cuando la temperatura se mantiene en 24 °C, temperaturas superiores a 30 °C le impiden reproducirse (Nuez et al., 2003).



Figura 2.4- Pulgón verde (*Myzus persicae*) en plantas de chile serrano.

Daños: Los síntomas y daños que provoca esta plaga se ven reflejados como enrollamiento de hojas y brotes afectando también las flores y frutos, por otro lado, debilita la planta ya que hace picaduras sobre los tejidos foliares para alimentarse de la savia, y es un eficaz transmisor de virus (Rebollar, 2011).



Figura 2.5- Daños por pulgón verde (*Myzus persicae*) en chile serrano.

2.8.2 Mosquita blanca (*Bemisia tabaci*)

Son insectos con aparato bucal chupador, se localizan en el envés de la hoja de las plantas. Los adultos tienen alas de color blanquecino y miden en promedio 0.433 mm de largo y unos 0.270 mm de ancho. Estos insectos tienen un ciclo de vida en el que pasan por huevecillo, ninfa y adulto, una hembra puede ovipositar hasta 300 huevecillos en toda su vida. En la época de invierno, los adultos permanecen inactivos en el envés de la hoja y cuando la temperatura sube, vuelven con su actividad (González et al., 2006).

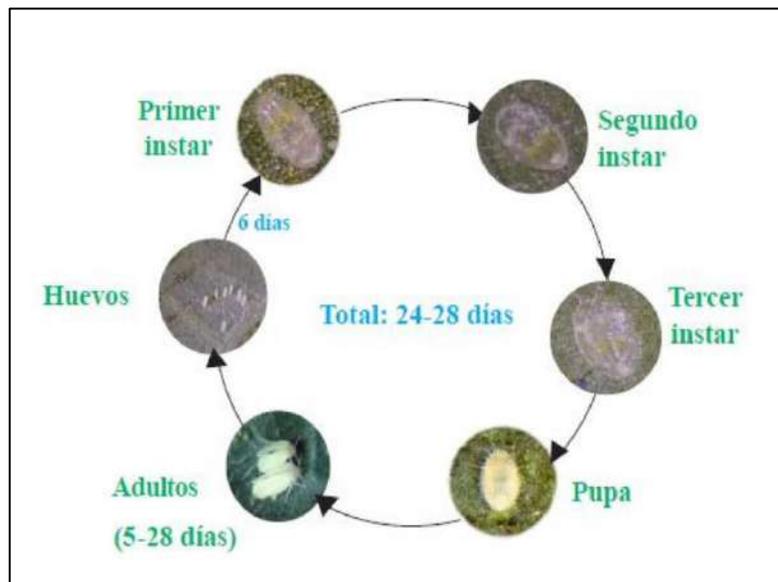


Figura 2.6- Mosquita blanca (*Bemisia tabaci*).
Fuente: Guevara et al. (2015).

Daños: Otzoy y Rodas, (2003), mencionan que es un insecto que genera daños de dos maneras:

1. Succiona la savia de las hojas por el envés, pero también puede encontrarse en el haz de la hoja y los frutos. Se alimentan principalmente de los tejidos jóvenes.

2. Es un vector significativo de virus el cual es causante del enrollamiento de las hojas.



Figura 2.7- Virosis por presencia de *Bemisia tabaci* en chile serrano.
Fuente: Torres (2002).

2.8.3 Minador de la hoja (*Liriomyza* spp.)

Los adultos son pequeñas moscas de color negro y amarillo miden de 2 a 3 mm. El huevecillo eclosiona en un periodo de 2 a 4 días después de que es depositado en las hojas de la planta. Las larvas duran de 7 a 10 días y puede medir de 1 a 2 mm con una coloración amarillenta o café. En estado de pupa tarda de 8 a 15 días en eclosionar (Cortez, 2001).



Figura 2.8- *Liriomyza* spp en chile serrano.
 Fuente: Salvo y Valladares (2007).

Daños: Los daños se ven reflejados cuando las larvas adultas se alimentan de la hoja en forma de espiral, el ataque provoca que las hojas se sequen y caigan (Domínguez, 2005).



Figura 2.9- Daños producidos por *Liriomyza* spp.

2.8.4 Gusano soldado (*Spodoptera exigua*)

Los adultos son palomillas con un color característico café grisáceo en las alas anteriores y de matiz traslucida en las posteriores, tienen un hábito nocturno, y ovipositan cientos de huevecillos que eclosionan para dar origen a larvas que se alimentan rápidamente (Martínez y Moreno, 2010).



Figura 2.10- Larva de *Spodoptera exigua*.

Es una de las principales plagas de importancia económica en la producción de chile serrano, esta plaga causa daños en estado larval ya que se alimenta del follaje y en algunas ocasiones pueden penetrar el fruto (Villavicencio et al., 2003).



Figura 2.11- Daños ocasionados por *Spodoptera exigua* en chile serrano.

2.8.5 Barrenillo del chile (*Anthonomus eugenii*)

El picudo del chile, o también conocido como barrenillo del chile, tiene características muy particulares; las hembras pueden dejar sus huevecillos en botones florales y frutos, durante su ciclo de vida pasan por tres estadios larvales. Los adultos de este insecto miden entre 2.5 y 3 mm de longitud, tienen un color característico que va de gris a negro brillante o café rojizo, tienen antenas y patas, las cuales son de color rojizo (Avendaño-Meza et al., 2015).



Figura 2.12- Ciclo biológico del picudo del chile.
Fuente: Cambero (2012).

Daños: Alexandra et al. (2007), mencionan que el picudo del chile es una de las plagas más destructivas ya que la presencia abundante de estos insectos puede terminar con todo el cultivo. Los daños son ocasionados tanto por adultos como por la larva, el mayor daño es ocasionado por las larvas en botones florales y frutos inmaduros; hace túneles en la pared del fruto, produce amarillamiento, maduración prematura, pudrición y caída del fruto.



Figura 2.13- Fruto de chile con daño de *A. eugenii*.
Fuente: Garza (2001).

2.9 Niveles de daños y umbrales económicos de las plagas

2.9.1 Nivel de daño económico (NDE)

Es la densidad de población de plagas, donde el costo de la productividad ahorrada cubre debidamente los gastos del control; si la densidad de plagas es menor, no es rentable combatirlas (Bado, 2019).

2.9.2 Umbral económico (UE)

Es la densidad de población de la plaga en la cual los productores deben iniciar con medidas de control y evitar que la población sea mayor al nivel de daño económico. Es por ello, que el umbral de acción (UE) es una densidad menor que el NDE para permitir el tiempo en que actúa el método de control (Baca y Ríos, 2006).

2.10 Métodos de control de plagas en el cultivo de chile serrano

Convencionalmente los insectos plagas que afectan a los cultivos se han controlado por medio de productos químicos, sin embargo, en la actualidad se lucha por tener una agricultura sostenible, la cual se rige por la utilización de diversos métodos, técnicamente efectivos, económicamente viables y compatibles con el ambiente (Murguido et al., 2007).

2.10.1 Control biológico

El control biológico implica el uso de organismos benéficos sobre una densidad no muy grande de organismos plaga; es decir enemigos naturales de las plagas, estos pueden actuar como depredadores, entomopatógenos, y parasitoides, el uso de poblaciones benéficas permite disminuir la densidad de insectos plaga de manera temporal o permanente (Ibarra et al., 2006).

2.10.2 Control químico

Este tipo de control hace referencia a la utilización de plaguicidas químicos con el fin de eliminar las plagas presentes en los cultivos. Los plaguicidas son considerados compuestos contaminantes con efectos negativos en el ecosistema, los residuos de estos productos son dispersados por el ambiente convirtiéndose de esta manera en una amenaza para los animales, suelo, aire y agua, así mismo representan peligro para la salud pública (Martínez, 2010).

2.10.3 Control etológico

El control etológico radica en el uso de atrayentes químicos naturales o sintéticos como feromonas, trampas y cebos alimenticios para el control de plagas que perjudican a los cultivos agrícolas. Este tipo de método se basa en aprovechar las reacciones de comportamiento u estímulos atrayentes del insecto (Castro-Piguave, 2018).

2.10.4 Control natural (Bioplaguicidas)

Los biopesticidas son productos que se derivan de animales, plantas y minerales, estos derivados son muy específicos con las plagas que controlan, una característica

muy particular de estos productos es el bajo nivel de riesgo que representa para la salud pública y el medio ambiente (Nava-Pérez et al., 2012).

2.10.5 Extractos vegetales

El uso de extractos vegetales para el control de plagas, enfermedades y arvenses dentro de una agricultura sostenible constituye una alternativa debido a su efectividad, bajo costo y al no ser contaminantes del ambiente. Cerca de 3,000 compuestos naturales de origen vegetal han sido reportados mostrando actividad bactericida, fungicida, insecticida, repelente y nematocida (Kagale et al., 2004).

Los extractos vegetales son preparaciones líquidas o en polvo obtenidas por la extracción de los principios activos de los vegetales, estas tienen como finalidad concentrar las sustancias. Para el preparado de los extractos pueden ser utilizados: hojas, flores, frutos, semillas y cáscaras de plantas, las sustancias extraídas son principalmente retinoides, piretroides, alcaloides y terpenoides, que pueden interferir severamente en el metabolismo de los insectos, causando impactos variables, como repelencia e intersección al alimentarse de las plantas (Jozivan, 2008).

2.10.6 Plantas con acción insecticida

Higuerilla (*Ricinus communis* L)

Es un arbusto con tallo grueso y leñoso que interiormente es hueco, las hojas pueden ser púrpura oscura y suele estar cubierto de un polvillo blanco semejante a la cera, esta planta es de la familia *Euphorbiaceae*. La higuerilla produce metabolitos secundarios como albúminas (ricina) y alcaloides (ricinina). Los tejidos de higuerilla pueden liberar compuestos tóxicos y dos lectinas, la ricina y la ricinusaglutinina. Las semillas y cáscaras de higuerilla contienen elementos tóxicos. El principal elemento tóxico es la ricina en el cual se encuentra un triglicérido timirstina, que es una proteína, pero también está presente un potente alérgeno, que es más difícil de inactivar que la ricina (Rojas, 2022).

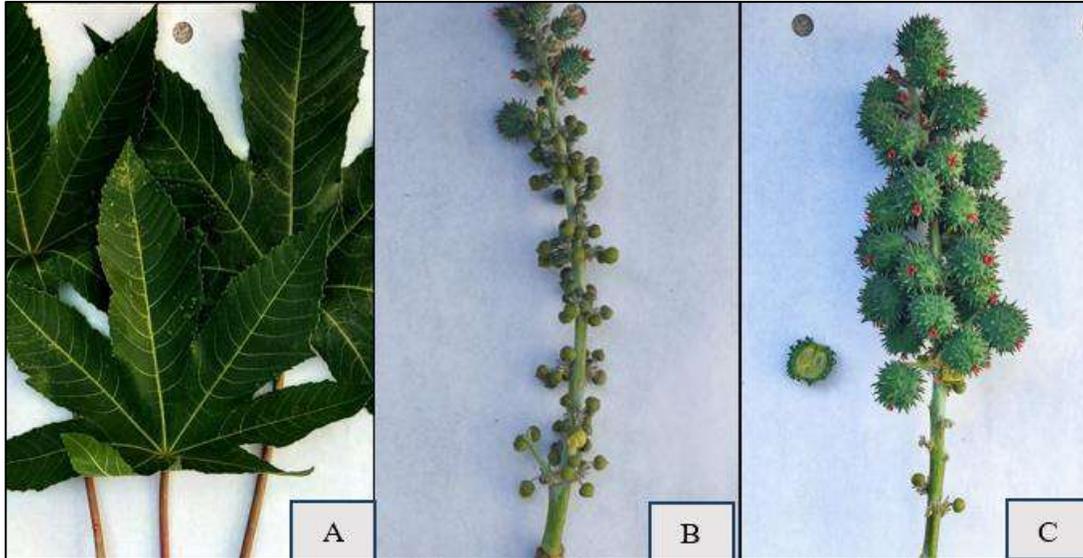


Figura 2.14- Planta de higuerrilla (*Ricinus communis*)

: A) Hoja. B) Flor, C) Semilla.

Paraíso (*Melia azedarach*)

Es un árbol nativo de Asia, se cultiva principalmente con fines ornamentales, desde el siglo XVII, el árbol de paraíso crece como arbusto y puede alcanzar hasta 7 o 10 metros de altura, obtiene este tamaño a los 7 o 10 años. Este árbol produce un amplio rango de compuestos, entre ellos: flavonoides, cromenos, cumarinas, benzofuranos, monoterpenos, sesquiterpenos, diterpenos y triterpenos (Mallea, 2018).

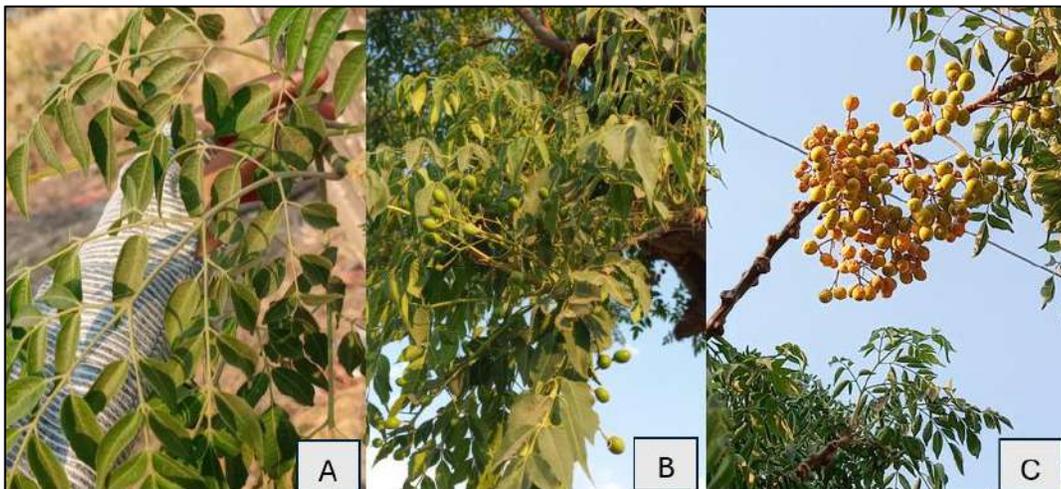


Figura 2.15- Paraíso (*Melia azedarach*)

: A) Hoja, B) Flor, C) Semilla.

Ajo (*Allium sativum*)

El ajo es un repelente sistémico rico en azufre. El extracto de ajo es completamente biodegradable, no cambia el olor y sabor de cualquier cultivo donde se aplique. El olor a ajo desaparece en unos minutos después de la aplicación. Sus ingredientes activos son: alina, alicina, cicloide de alitina y disulfato de dialil (Bordones et al., 2018).



Figura 2.16- Ajo (*Allium sativum*).

Chicalote (*Argemone* spp)

También conocida como cardo santo, adormidera o amapola mexicana, la chicalote es una planta de la familia *Papaveraceae*, el género está conformado por más de 35 especies, esta planta es propia de las regiones semidesérticas y se desarrolla en suelos con baja fertilidad, durante su desarrollo genera mecanismos de defensa que pueden tener diferentes efectos, se han identificado más de 18 compuestos químicos distribuidos desde la raíz hasta las semillas, de tal manera que puede ser utilizado como insecticida, con su extracto vegetal se puede hacer manejo agroecológico de algunas plagas (Alba et al., 2022).

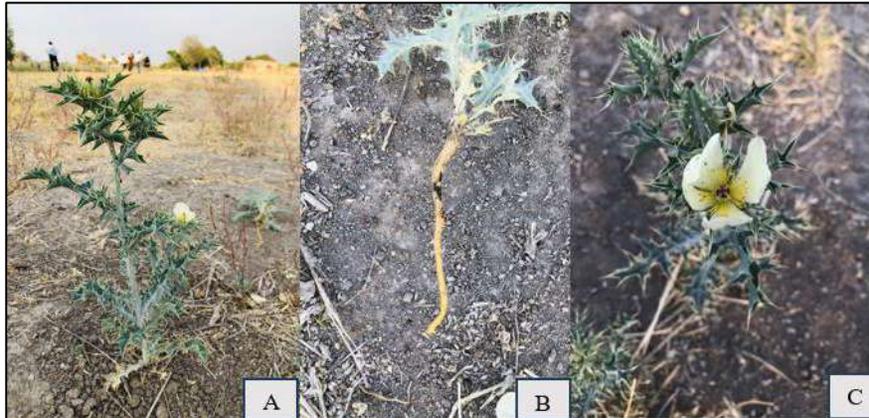


Figura 2.17- Planta de chicalote (*Argemone* spp)

: A) Hojas, B) Raíz, C) Flor.

Ruda (*Ruta graveolens*)

Esta planta es un arbusto de 50 a 90 cm de altura, el tallo está muy ramificado. Tiene hojas de color verde azulado y con aroma fuerte. Las flores son amarillas, con el centro verde. Es originaria del sur de Europa y está presente en climas cálido, semicálido, semiseco, muy seco y templado. Esta planta posee compuestos orgánicos que brindan propiedades bactericidas e insecticidas, por lo que es ideal para preparar un plaguicida orgánico contra diferentes plagas, como por ejemplo pulgones. La ruda contiene rutina e inulina, componentes que le dan la capacidad para actuar como insecticida (Reyes-Quintanar et al., 2014).



Figura 2.18- Planta de ruda (*Ruta graveolens*).

III. METODOLOGÍA

3.1 Localización del experimento

El presente trabajo se estableció en la comunidad de Villachuato, Michoacán ubicada en las coordenadas 20° 09' 03" latitud norte y 101° 38' 13" longitud oeste, con una altitud de 1691 msnm.



Figura 3.1- Localización del proyecto.
Fuente: Google Earth (2023).

3.2 Especie evaluada

La especie evaluada fue el chile serrano (*Capsicum annuum*) variedad tampiqueña, este requiere al menos 2 h diarias de sol directo para su desarrollo, la semilla germina entre 8 y 15 días posteriores a la siembra, su ciclo de maduración oscila alrededor de los 75 y 80 días, tiene un porcentaje de germinación del 85% y un 99% de pureza en la semilla (figura 3.2).



Figura 3.2- Semilla de chile serrano.

3.3 Tratamientos

Se emplearon 3 tratamientos a base de extractos vegetales; ajo (*Allium sativum*), higuierilla (*Ricinus communis*), y hoja de paraíso (*Melia azedarach*) previamente elaborados y conservados, además se incluyó un cuarto tratamiento que fue el testigo, un insecticida químico a base de imidacloprid.

Tabla 3.1- Tratamientos.

| Tratamiento | Descripción |
|-------------|------------------------------------|
| T1 | Extracto de ajo con chile de árbol |
| T2 | Extracto de higuierilla |
| T3 | Extracto de paraíso |
| T4 | Imidacloprid |

3.4 Diseño experimental

El experimento se realizó mediante un diseño de bloques completamente al azar, constituido de 4 tratamientos con 4 repeticiones cada uno, evaluando 4 plantas por unidad experimental (figura 3.3).

| | | | |
|----|----|----|----|
| T3 | T4 | T1 | T3 |
| T4 | T2 | T3 | T1 |
| T2 | T1 | T4 | T2 |
| T1 | T3 | T2 | T4 |

Figura 3.3- Distribución de los tratamientos en campo.

T1: Extracto de ajo con chile de árbol; T2: Extracto de higuerrilla; T3: Extracto de paraíso; T4: Testigo (imidacloprid).



Figura 3.4- Parcela con los tratamientos distribuidos.

3.5 Establecimiento del experimento

3.5.1 Producción de plántula

Para el desarrollo de este proyecto se necesitó producir las plántulas; se utilizó una charola de 338 cavidades, mismas que fueron rellenas con una mezcla de sustratos de fibra de coco 70% y perlita 30%.

- a) **Desinfección de la charola:** En este proceso se desinfectó la charola sumergiéndola en una solución de agua y cloro al 5% durante de 10 minutos, posterior a ello se puso a secar en el sol para eliminar humedad y evitar la presencia de patógenos.



Figura 3.5- Desinfección de la charola.

- b) **Llenado de la charola:** Una vez que la charola se secó, se rellenó con sustrato humedecido evitando la compactación en las cavidades.



Figura 3.6- Llenado de charola.

- c) **Siembra:** La siembra se realizó en todas las cavidades de la charola, durante este proceso fue importante tener en cuenta la profundidad a la cual la semilla debe estar para su correcta germinación, así como la humedad disponible.



Figura 3.7- Siembra de las semillas.

d) Aplicación de enraizador: Se hicieron aplicaciones de enraizador comercial, esto para tener un mayor vigor de raíz y que al momento del trasplante la planta se adaptara bien en suelo y aprovechara los nutrientes. La aplicación se hizo mediante pequeñas gotas dirigidas a la raíz, la cantidad de enraizador (g) disuelto en un volumen de agua (ml), se hizo conforme a lo especificado en su ficha técnica.



Figura 3.8- Aplicación de enraizador.

3.5.2 Preparación del terreno

Una vez que las plántulas alcanzaron el tamaño y vigorosidad adecuados (12 cm de altura), fueron trasplantadas a campo abierto para su posterior estudio, por lo cual fue necesario hacer acondicionamiento del área de trasplante.

Durante este apartado se realizaron labores culturales en el terreno, comenzando por un deshierbe, posterior a ello se dio vuelta al suelo mediante una labranza, esto con la finalidad de oxigenarlo y así mismo exponer los patógenos que pudieran estar presentes, enseguida se hizo incorporación de materia orgánica, aplicando paja

molida directamente al área de trabajo, finalmente se construyeron surcos con medidas; 75 cm de separación y 35 cm de ancho.



Figura 3.9- Preparación del terreno.
: A) Deshierbe, B) Labranza, C) Surcado.

3.5.3 Instalación del sistema de riego

El sistema de riego elegido fue por goteo ya que este se adapta mejor a las necesidades del cultivo. Para la instalación de este sistema fue necesario hacer diferentes conexiones con manguera de media pulgada; se conectó una manguera y una llave de paso directamente a la fuente de agua, posterior a ello se colocaron estructuras de conexión a la manguera para hacer llegar agua a cada surco, en este paso primero se insertó una conexión a la manguera, y en dichas conexiones se fijó una cintilla para cada surco.



Figura 3.10- Instalación del sistema de riego.
: A) Colocación de conexión T, B) Fijación de cintilla.



Figura 3.11- Sistema de riego por goteo.

3.5.4 Trasplante

El trasplante de chile serrano se realizó una vez que la planta alcanzó el tamaño y vigor necesarios (12 cm) para su adaptación en suelo, este proceso se realizó de manera manual, minando previamente el terreno para facilitar la colocación de la planta y un correcto acomodo del sistema radicular, la distancia entre plantas fue de 30 cm para que de esta manera puede obtener el espacio adecuado para su desarrollo.



Figura 3.12- Plántulas de chile serrano.
: A) Plántula en desarrollo, B) Plántula lista para trasplante.



Figura 3.13- Trasplante.

3.6 Manejo del cultivo

3.6.1 Riego

El suministro de agua se hizo conforme a los riegos requeridos por el cultivo. Córdova (2003), recomienda aplicar un riego cada 3 días por periodos de 30 minutos.



Figura 3.14- Riego del cultivo.

3.6.2 Fertilización

La proporción de nutrientes se hizo mediante fertilizantes granulados como la urea®, sulfato de amonio® y silifosca®, en el caso de aplicaciones foliares se utilizó Hevest More® 20-30-10, y Fosfacel-800®, entre otros, todos ellos en las dosis recomendadas por su ficha técnica.



Figura 3.15- Foliare aplicados.

3.6.3 Control de malezas

Para el control de plantas arvenses, se realizó un monitoreo cada quince días y en caso de requerir un deshierbe, este se efectuó de forma manual con la ayuda de un azadón.



Figura 3.16- Control de malezas.

3.7 Elaboración de los extractos

La elaboración de extractos vegetales se efectuó tomando en cuenta la parte vegetativa empleada para la extracción del ingrediente activo; para el extracto de higuera (*Ricinus communis*) y paraíso (*Melia azedarach*) se utilizaron las hojas, la extracción se hizo conforme a lo establecido por Gómez y Rodríguez (2013), a través de una infusión al 5 %: se colocaron 50 g de hojas en un litro de agua en ebullición, posterior se dejó enfriar durante 2 horas para perder temperatura, transcurrido este lapso, se filtró el extracto para retirar partículas grandes, finalmente se almacenó en recipientes rotulados para su conservación hasta el día de la aplicación. Para el extracto de ajo con chile de árbol, se pesaron 100 g de ajo y 100 g de chile, posterior a esto se realizó una maceración a los ajos y el producto obtenido se colocó en una infusión con el chile de árbol, finalmente se filtró y se almacenó hasta el día de la aplicación.



Figura 3.17- Preparación extracto de *R. Communis*.
A) Colecta de hojas, B) Pesado, C) infusión, D) Envasado y almacenado.



Figura 3.18- Extracto de *Melia azedarach*.
A) Colecta de hojas, B) Pesado, C) Infusión, D) Envasado y almacenado.



Figura 3.19- Extracto de *Allium sativum*.
A) Pesado, B) Maceración, C) Infusión, D) Envasado y almacenado.

3.8 Aplicación

Después del trasplante, se realizaron monitoreos semanales para determinar las aplicaciones. El método de muestreo empleado fue sistemático; este consistió en recorrer el espacio del cultivo sobre una ruta establecida colocando 10 sitios de muestreo sobre este trayecto a distancias específicas (cada 2 m).

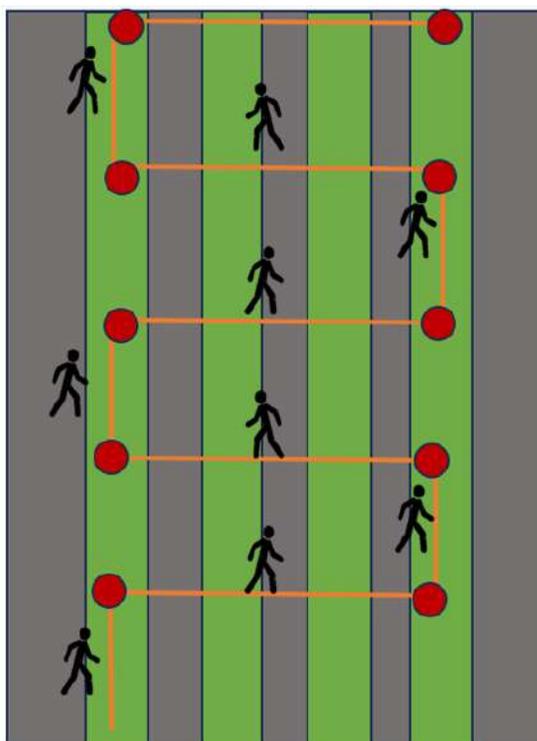


Figura 3.20- Muestreo sistemático.

Una vez definidos los sitios de muestra, se tomaron 2 plantas de cada uno de ellos para monitorear la presencia de plagas, la decisión de aplicación se determinó de acuerdo con lo establecido por Baca y Ríos (2006), se describe en la siguiente tabla.

Tabla 3.2- Nivel de decisión para el manejo algunos insectos plagas

| Cultivo | Muestreo | Plaga | Nivel de decisión |
|---------------|------------------|---|-------------------|
| Chile picante | 2 plantas/ sitio | Trips (<i>Thrips tabaci</i>) | 3 trips |
| | | Gusano soldado (<i>Spodoptera exigua</i>) | 1 larva |
| | | Mosca blanca (<i>Bemisia tabaci</i>) | 5 insectos |
| | | Minador de la hoja (<i>Liriomyza sativae</i>) | 10 insectos |
| | | Áfidos (<i>Myzus persicae</i>) | 3 insectos |
| | | Picudo (<i>Anthonomus eugenii</i>) | 1 insecto |

Una vez monitoreado y definida la aplicación, se procedió a realizar un conteo de insectos plaga presentes en cada una de las plantas evaluadas para cada tratamiento, posteriormente se efectuaron los tratamientos en horarios donde la temperatura no fuera un factor determinante para la acción del producto evitando que se evapore y no sea aprovechado, transcurridas 24 horas de la aplicación se realizó nuevamente un conteo de los insectos en las mismas plantas.



Figura 3.21- Conteos y aplicación

: A) Conteo de insectos previo a la aplicación, B) Aplicación de tratamientos, C) Conteo de insectos posterior a la aplicación.

3.9 Variables registradas

Número de insectos por planta en cada uno de los tratamientos

La variable de interés fue el número de insectos por especie en las plantas evaluadas, para ello se contabilizó el número total de insectos en diferentes etapas fenológicas del cultivo y de acuerdo con los monitoreos realizados, a los 30 días (etapa vegetativa), a los 45 días (etapa de prefloración o primeros brotes), 52 y 60 días (etapa de floración y fructificación), para la contabilización se insectos se utilizó una lupa y para el registro el software Excel.

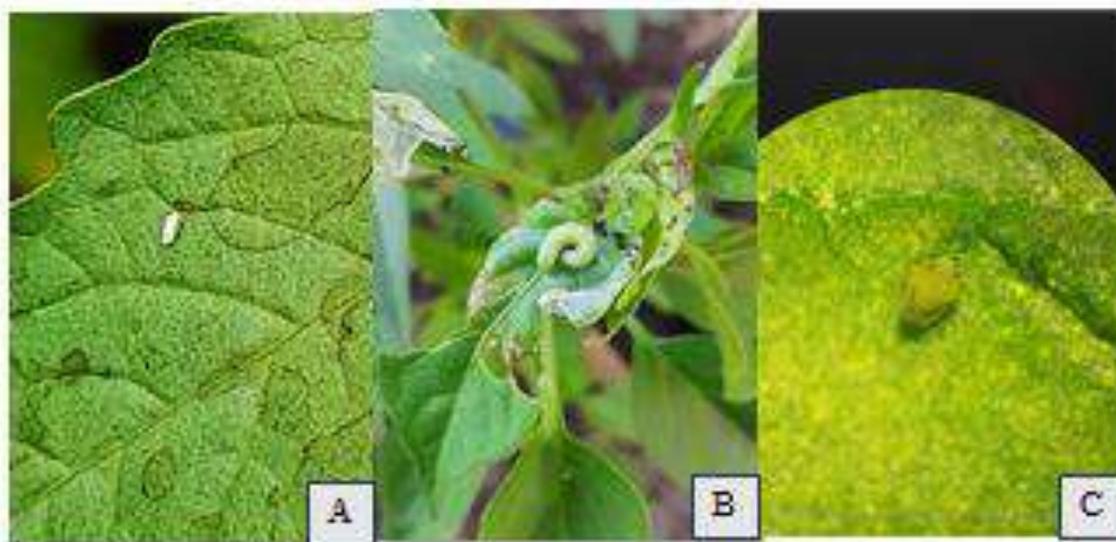


Figura 3.22- Variables número de insectos
: A) Adultos de mosquita blanca (*Bemisia tabaci*), B) Larvas gusano soldado (*Spodoptera exigua*), C) Adultos pulgón verde (*Myzus persicae*).

3.10 Análisis estadístico

En análisis de datos se realizó mediante el software InfoStat® con un 95% de confianza, en este programa se ingresaron los datos obtenidos de las variables para ser procesados y obtener resultados sobre las diferencias estadísticas entre los tratamientos.



Figura 3.23- Software estadístico InfoStat.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Mosquita blanca (*Bemisia tabaci*)

4.1.1 Identificación de *Bemisia tabaci*

Durante la presente investigación se encontraron diferentes plagas en el cultivo de chile serrano, tales como ejemplares de mosca blanca, sin embargo, fue necesario realizar una identificación morfológica de los insectos encontrados para determinar la clasificación específica de la plaga.

La identificación de *Bemisia tabaci* se realizó mediante lo descrito por Cibrián (2013), en el manual para la identificación y manejo de plagas en plantaciones forestales comerciales, donde menciona las características principales de *B. tabaci*; los adultos de esta especie miden de 2-3 mm de longitud, y tienen dos pares de alas que sobresalen del cuerpo y están colocadas en vertical y en paralelo al cuerpo, además están cubiertos por un polvo ceroso blanquecino.



Figura 4.1- Mosquita blanca encontrada en el cultivo.



Figura 4.2- Mosquita blanca (*B.tabaci*) de referencia.

Fuente: Cibrián (2013).

4.1.2 Conteos de adultos de mosca blanca

La presente evaluación indicó que el número de mosquitas blancas a los 30 días después del trasplante no mostró diferencia estadísticamente significativa, ya que todos los tratamientos incluido el testigo tuvieron un promedio de un insecto, lo cual indicó un control similar sobre dicha plaga. En la segunda evaluación a los 45 días después del trasplante durante la etapa de brotes florales, no se mostró diferencia estadística entre tratamientos ya que todos mostraron un promedio de tres insectos indicando similitud en el control.

Durante la tercera evaluación a los 52 días después del trasplante en etapa de floración se muestra una diferencia estadística entre el tratamiento 1 (extracto de ajo con chile de árbol) en comparación con el resto de los tratamientos, ya que el T1 tuvo un promedio de dos insectos, mientras que el resto de los tratamientos presentó un promedio de cinco insectos, indicando así que el extracto de ajo tuvo mayor control en el número de insectos y el resto de los tratamientos un control similar.

La cuarta y última evaluación correspondiente a los 60 días después del trasplante durante la etapa de producción, se mostró una diferencia estadística entre el extracto de ajo (T1) y el resto de tratamientos, ya que T1 presentó un promedio de tres insectos, mientras que los otros tratamientos un promedio de cinco insectos, indicando así la efectividad del extracto de ajo, los resultados fueron similares a lo reportado por Liu (2014) donde se evaluaron 16 aceites botánicos y se encontró que *Allium sativum* exhibió la mayor efectividad en el control de adultos de *Bemisia tabaci*, así mismo estos resultados coinciden con lo señalado por Salas (2001), quien menciona en su trabajo de investigación que el extracto de ajo presenta mayor efectividad en el control de adultos de mosquita blanca a las 48hr después de la aplicación respecto a los otros extractos vegetales. Por otro lado, Corrales et al. (2018) mencionan que el extracto de ajo es un excelente repelente en el control de *B. tabaci* ya que contiene compuestos de azufre que sobre excitan el sistema nervioso del insecto produciendo irritación, desorientación y repelencia.

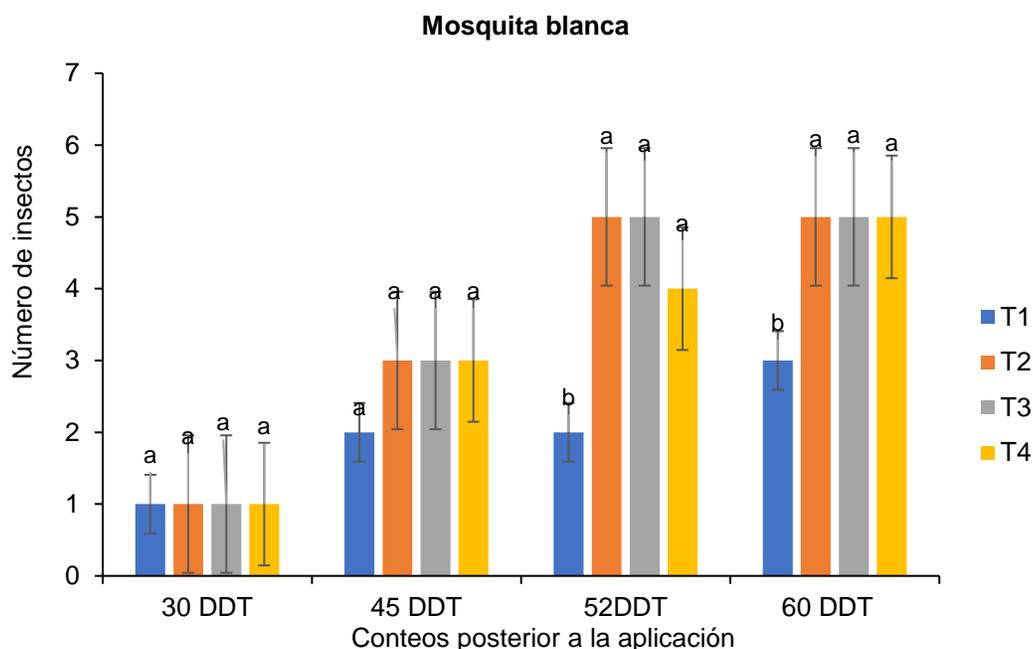


Figura 4.3- Número de mosquitas blancas en cada uno de los tratamientos en diferentes días. T1: Extracto de ajo con chile de árbol; T2: Extracto de higuierilla; T3: Extracto de paraíso; T4: Testigo (imidacloprid). Tratamientos con letras distintas entre cada medición, indican diferencias significativas (Tukey, $p \leq 0.05$).

4.2 Gusano soldado (*Spodoptera exigua*)

4.2.1 Identificación de larvas de *Spodoptera exigua*

En la presente investigación se encontraron larvas de gusano, sin embargo fue necesario realizar una identificación morfológica de la plaga para determinar la clasificación exacta de la plaga evaluada.

La identificación de larvas de *Spodoptera exigua* se realizó mediante lo descrito por Garza (2007), en el manual del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias donde menciona las principales características morfológicas de las larvas de esta plaga; las larvas son quienes ocasionan los daños en el cultivo por esa razón es necesario identificarlas, son pequeñas y de color verde claro con la cabeza más oscura, presentan líneas subdorsales oscuras marcadas en cada uno de los segmentos abdominales, usualmente presentan cinco líneas blancas angostas interrumpidas en cada lado del dorso.

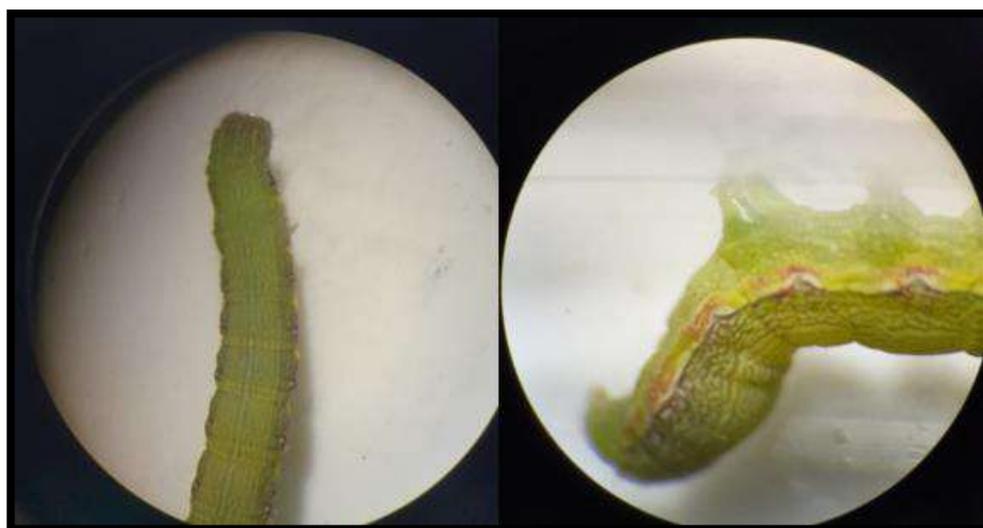


Figura 4.4- Larvas de gusano encontradas.



Figura 4.5- Larva de gusano (*S. exigua*) de referencia.

Fuente: INIFAP (2007).

4.2.2 Cuento de larvas de gusano soldado

Para la variable número de larvas de gusano soldado se presentaron los siguientes resultados: a los 30 días posteriores al trasplante no hubo diferencia estadísticamente significativa entre tratamientos, ya que todos tuvieron un promedio de dos larvas, lo cual indicó un control similar con todos los productos para dicha plaga. Para la segunda evaluación correspondiente a los 45 días después del trasplante en la primera de etapa de brotes florales, nuevamente no hubo una diferencia estadísticamente significativa entre tratamientos, ya que todos mostraron un promedio de dos larvas indicando así la similitud de los tratamientos para el control de la plaga.

Durante la tercera evaluación a los 52 días después del trasplante en etapa de floración, se mostró una diferencia estadísticamente significativa en el tratamiento 2 (extracto de higuera) en comparación con los otros tratamientos, ya que el T2 tuvo un promedio de dos larvas, mientras que el resto un promedio de tres larvas,

indicando así la eficiencia de este extracto para la disminución de dicha plaga mientras que los demás tratamientos ejercen un control similar.

En la cuarta y última evaluación correspondiente a los 60 días posteriores al trasplante y en etapa de producción, nuevamente se mostró una diferencia estadísticamente significativa entre el extracto de higuierilla (T2) y el resto de los tratamientos, ya que T2 presentó un promedio de tres larvas persistentes, por otro lado el extracto de ajo y paraíso mostraron una similitud en el control de la plaga al tener un promedio de cuatro larvas persistentes, sin embargo el tratamiento testigo (producto químico) no presentó un control sobre esta plaga ya que en esta evaluación obtuvo un promedio de 5 larvas persistentes siendo el menos eficaz, motivo por el que sobre sale el extracto de higuierilla en el control de larvas de gusano soldado.

Estos resultados concuerdan con el trabajo realizado por Pérez-Torres (2012), quien indica que al aplicar el extracto acuoso de higuierilla (*R. comunnis*) en el cultivo de amaranto reduce el porcentaje de infestación por plagas, protegiendo así al cultivo de los insectos que se alimentan del follaje tales como *Herpetogramma bipunctalis*, *Pholisora catullus*, *Sphenarium purpurascens* y *Spodoptera exigua*, así mismo los resultados coinciden con lo reportado por Ángel-Ríos et al. (2015), en su trabajo de investigación donde al evaluar tres extractos vegetales encontraron que *R.comunnis* presentó una mortalidad del 75.9% de larvas. Por otro lado, Rodríguez-Palma et al. (2017), mencionan que la presencia de compuestos tóxicos como la ricina, ricinina y terpenoides presentes en la planta *R.comunnis*, tienen la capacidad de ocasionar tres reacciones en los insectos: 1) efecto insecticida que provoca la mortalidad del insecto, 2) inhibe la alimentación y 3) inhibe en el desarrollo normal del insecto.

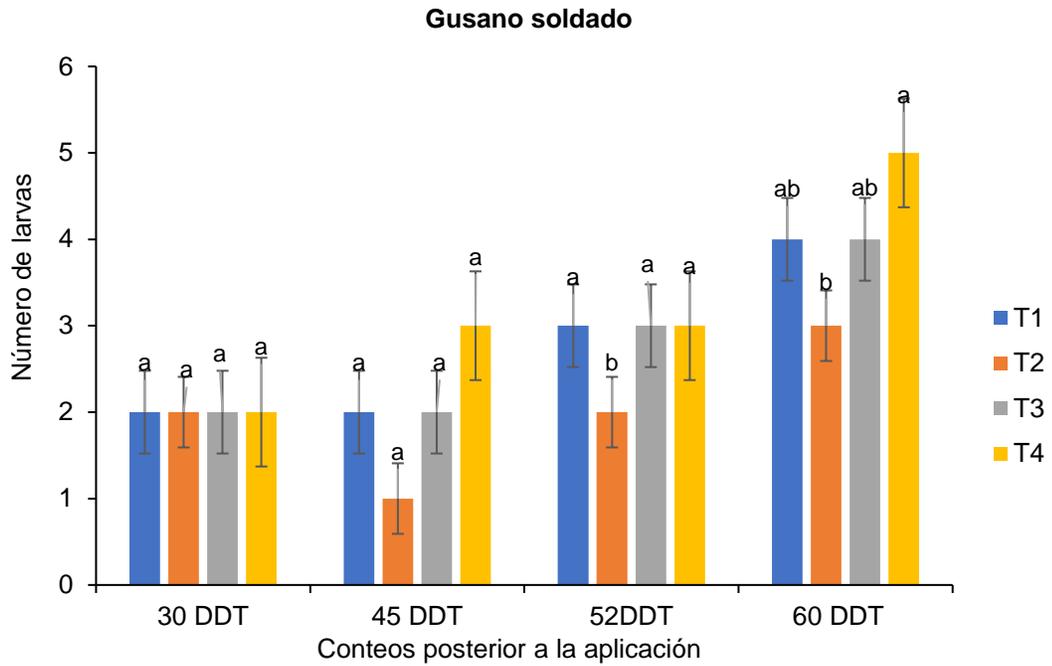


Figura 4.6- Número de larvas de gusano soldado en cada uno de los tratamientos en diferentes días. T1: Extracto de ajo con chile de árbol; T2: Extracto de higuerrilla; T3: Extracto de paraíso; T4: Testigo (imidacloprid). Tratamientos con letras distintas entre cada medición, indican diferencias significativas (Tukey, $p \leq 0.05$).

4.3 Pulgón verde (*Myzus persicae*)

4.3.1 Identificación de *Myzus persicae*

En la presente investigación se encontraron ejemplares de pulgón verde, sin embargo, fue necesario realizar una identificación morfológica detallada para determinar la clasificación de la plaga encontrada.

La identificación morfológica del pulgón encontrado se realizó mediante lo descrito por Navarro y Ferrán (2014), en el manual pulgones y sus enemigos naturales en el que se describe a los adultos de pulgón verde (*Myzus persicae*) como insectos con un tamaño de 2-3 mm de largo cuyo cuerpo se divide en tres secciones; cabeza, tórax, abdomen, este es de color verde claro pero en ocasiones tiene bandas longitudinales de verde más intenso; en la parte de la cabeza posee dos antenas moderadamente largas, un par de ojos grandes y redondos, así mismo tiene un aparato bucal chupador (estilete) que le permite hacer la succión de savia de los tejidos vegetales, de igual manera está compuesto por tres pares de patas largas y finas, en la parte final del abdomen el pulgón verde presenta dos sifones o cornículos erectos que apuntan hacia arriba a través de los cuales dispersan sustancias para repeler a sus depredadores.

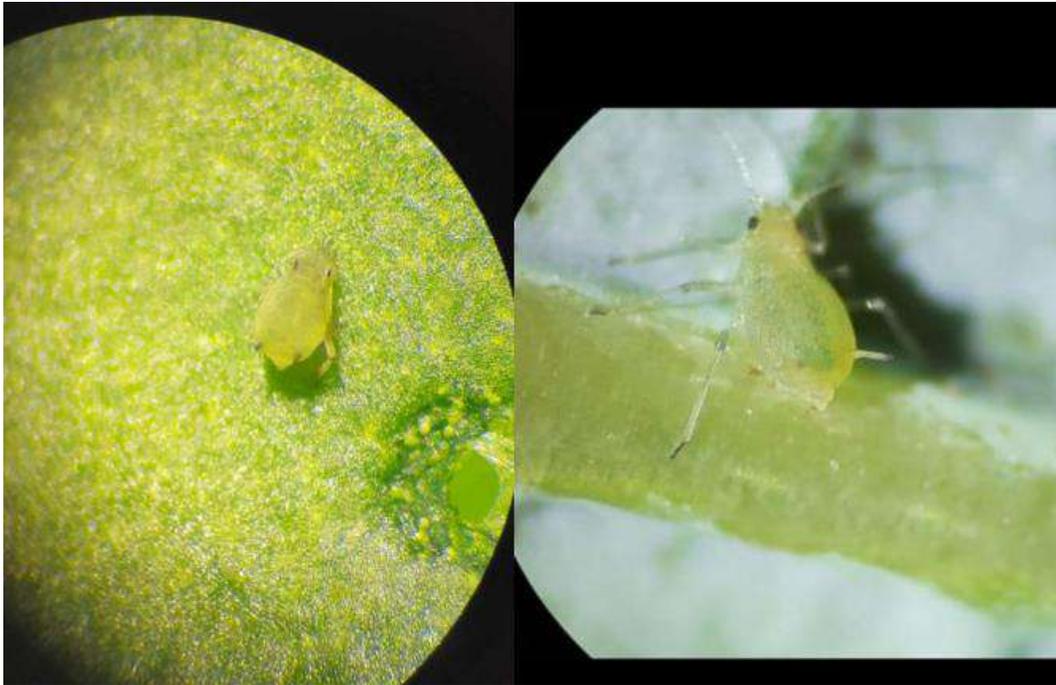


Figura 4.7- Adultos de pulgón verde encontrados.



Figura 4.8- Pulgón verde (*M. persicae*) de referencia.

Fuente: Navarro y Ferrán (2014).

4.3.2 Cuento de adultos de pulgón verde

Para la variable pulgón verde, la presente evaluación indicó que a los 30 días posteriores al trasplante no hubo una diferencia estadísticamente significativa entre tratamientos ya que todos tuvieron promedio de un insecto persistente, lo cual indicó similitud en el control de esta plaga. Durante la segunda evaluación correspondiente a los 45 días posteriores al trasplante en etapa de los primeros brotes florales, no se encontró diferencia estadísticamente significativa entre tratamientos, por lo cual el control sobre esta plaga fue similar con todos los productos aplicados.

En la tercera evaluación a los 52 días después del trasplante en etapa de floración, se mostró una diferencia estadísticamente significativa entre los tratamientos 3 y 4 (extracto de paraíso e imidacloprid), con respecto al resto de los tratamientos, ya que el T3 y T4 obtuvieron un promedio de dos insectos persistentes, mientras que los tratamientos 1 y 2 (extracto de ajo e higuera) obtuvieron un promedio de 4 insectos persistentes.

Finalmente, en la cuarta evaluación realizada a los 60 días posteriores al trasplante, se encontró una diferencia estadísticamente significativa entre el tratamiento 3 (extracto de paraíso) con respecto a los otros tratamientos, ya que el T3 obtuvo un promedio de tres insectos persistentes, mientras que los otros productos un promedio de 6 insectos persistentes, esto indica la efectividad del extracto de paraíso en el control de pulgón verde comparado con otros extractos y un producto químico.

Estos resultados concuerdan con los obtenidos por Tarqui-Velásquez (2007), donde se evaluaron tres bioplaguicidas para el control del *Myzus persicae*, encontrando que los compuestos de *Melia azedarach* son eficientes en el control de pulgón ya que tiene un 61.66% de efectividad en el control de esta plaga, así mismo menciona que la utilización consecutiva de insecticida químico crea resistencia en las plagas por lo cual llega a un determinado momento en que el producto químico ya no controla la población de plagas, por otro lado Carrillo et al. (2012), es su trabajo de investigación determinaron que concentraciones del 50% de árbol de paraíso (*Melia azedarach*) fueron efectivas para el control de pulgón verde en tomate, ya que presentó un 85%

de mortalidad en la población de adultos de esta plaga. Ramos et al. (2022), mencionan que los compuestos activos con acción insecticida de *M. azedarach* se encuentran principalmente en hojas y semillas, y es de estas estructuras que se extraen compuestos secundarios como la paraisina, cumarinas, azederacol, meliacarpina, melianol, y melianona por mencionar algunos, estos metabolitos secundarios crean un efecto antialimentario ya que inhiben la alimentación de los insectos.

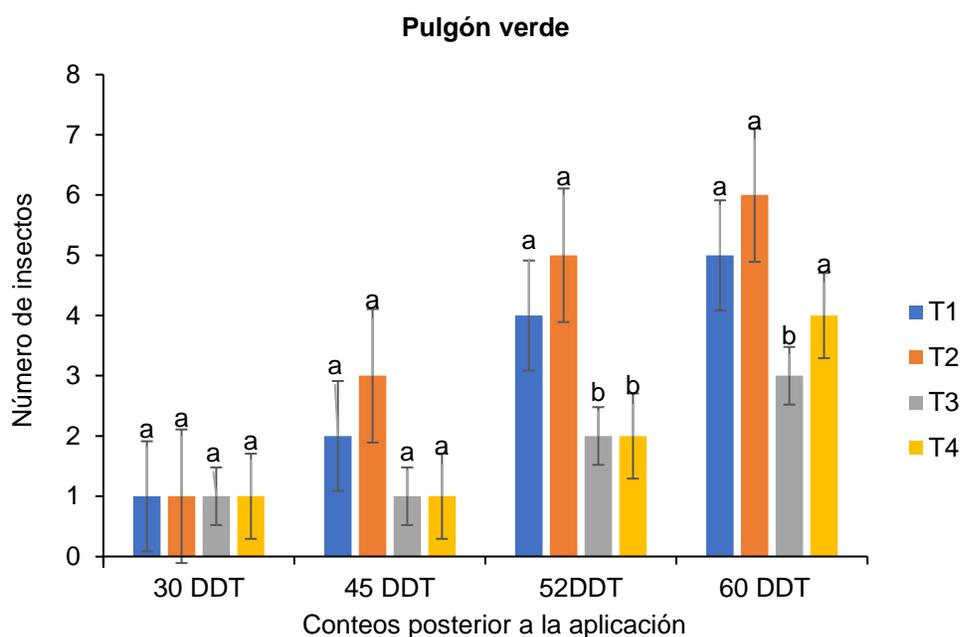


Figura 4.9- Número de pulgones verdes en cada uno de los tratamientos en diferentes días. T1: Extracto de ajo con chile de árbol; T2: Extracto de higuerrilla; T3: Extracto de paraíso; T4: Testigo (imidacloprid). Tratamientos con letras distintas entre cada medición, indican diferencias significativas (Tukey, $p \leq 0.05$).

V. CONCLUSIÓN

La aplicación de extractos botánicos de *Allium sativum*, *Ricinus comunnis* y *Melia azedarach* resultaron ser efectivos en el control de poblaciones plaga que atacan al cultivo de chile serrano, tales como la mosquita blanca (*Bemisia tabaci*), pulgón verde (*Myzus persicae*) y gusano soldado (*Spodoptera exigua*). Estos resultados permiten incentivar el uso de extractos vegetales en el control de plagas constituyendo así una alternativa ecológica durante la producción agrícola.

El análisis de varianza demuestra que en algunos casos no existe diferencia estadísticamente significativa entre los compuestos naturales comparados con el insecticida químico en la reducción de plagas, lo cual indica que los extractos vegetales son igual o aún más eficientes en el control de plagas. Cabe señalar que el producto químico pierde su efectividad si se hacen aplicaciones continuas sin hacer rotación de este, ya que se crea una resistencia por parte de las plagas, esta situación no ocurre con los extractos botánicos por lo que difícilmente pierden efectividad.

De los extractos evaluados cada uno presentó control específico sobre una plaga, para el caso de la mosquita blanca el tratamiento que resultó ser más eficiente fue el extracto de ajo con chile (T1), en el control de gusano soldado tuvo mejor eficiencia el extracto de higuera (T2), y para el control de pulgón verde el tratamiento que sobresale es el extracto de paraíso (T3), por su parte el producto químico presentó eficiencia delimitada y por debajo de los extractos naturales principalmente en el control de mosquita blanca y pulgón verde, en el caso de gusano soldado no presentó eficiencia en su control.

VI. REFERENCIAS

- Aguilar, H. (2012). Cultivo del chile en México. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 35, (4), 114-124.
- Aguirre, E. y Muñoz, V. (2015). El chile como alimento. *Ciencias*, 88(6), 16-23.
- Ángel-Ríos, M. D., Pérez-Salgado, J., y Morales, J. F. (2015). Toxicidad de extractos vegetales y hongos entomopatógenos en el gusano cogollero *Spodoptera frugiperda* JE Smith (Lepidoptera: Noctuidae), del maíz en el estado de Guerrero. *Entomología Mexicana*, 2(8), 260-265.
- Anguiano, J. (2010). *Comparación en la respuesta fisiológica en plantas de chile bajo el efecto de tres temperaturas nocturnas* [Tesis de licenciatura, Universidad Autónoma de Nuevo León].
- Alba, X., Cruz, D. y Villegas, C. (2022). estudio fitoquímico y evaluación insecticida del extracto orgánico de los tallos de *A. ochroleuca* s. *Naturaleza y Tecnología*, 3(2), 129-149.
- Alexandra-Ramón, V. y Rodas, F. (2007). Control orgánico de plagas y enfermedades de los cultivos y la fertilización natural del suelo. *Guía práctica para los campesinos en el bosque seco*, 2(4) 1-35.
- Arellano-Buendía, A. S., Juárez-Rojas, J. G., García-Arroyo, F. E., Sánchez-Lozada, L. G., y Osorio-Alonso, H. (2022). Mecanismos moleculares de los efectos benéficos de la alicina sobre la enfermedad cardiovascular. *Archivos de cardiología de México*, 92(3), 362-370.
- Atilio, C. C. y Reyes, C. C. H. (2008). *Guía técnica para el manejo de variedades de frijol*. La libertad, El salvador: Centro Nacional de Tecnología Agropecuaria y Forestal (CENTA).
- Avendaño-Meza, F., Parra-Terraza, S., Corrales-Madrid, J. L., & Sánchez-Peña, P. (2015). Resistencia a insecticidas en tres poblaciones de picudo del chile (*Anthonomus eugenii* Cano) en el estado de Sinaloa, México. *Fitosanidad*, 19(3), 193-199.

- Baca, P., y Ríos, F. (2006). Niveles y umbrales de daños económicos de las plagas.
- Bado, S. (2019). Estimación de la función de daño potencial y nivel de daño económico de *Caliroa cerasi* L. (Hymenoptera: tenthredinidae) en el Valle Inferior del Río Chubut (región Patagonia sur, Argentina). *RIA. Revista de investigaciones agropecuarias*, 45(2), 279-284.
- Castro-Piguave, C., Vera-Tumbaco, M., Indacochea-Ganchozo, B., Valverde-Lucio, Y. y Gabriel-Ortega, J. (2018). Control etológico de *Thrips* sp. (Insecta: Thysanoptera) y *Spodoptera* spp. (Lepidoptera: Noctuidae) con fermentos naturales en sandía (*Citrullus vulgaris* L.). *Journal of the Selva Andina Research Society*, 9(2), 104-112.
- Campero, L. M. (2012). Manual picudo del chile, Bayer croscítense. *Información Técnica*, pág. 4.
- Cibrián, D. (2013). Manual para la identificación y manejo de plagas en plantaciones forestales comerciales. *Texcoco, México: Universidad Autónoma de Chapingo*.
- Corrales, J., Rodríguez, A., Villalobos, K., Hernández, S., y Alvarado, O. (2018). Evaluación de tres extractos naturales contra *Bemisia tabaci* en el cultivo del melón, Puntarenas, Costa Rica. *Agronomía Costarricense*, 42(2), 93-106.
- Carrillo-Rodríguez, J.C., Vázquez-Ortiz, R., Adelfo-Ríos, D., Jerez-Salas, M.P., y Aparicio-Villegas, Y. (2012). Extractos vegetales par el control de plagas del follaje del tomate (*Solanum Lycopersicum* L.) en Oaxaca, México. *Bullas*, 5(3), 16-20.
- Córdova, A. (2003). El cultivo de chile serrano en la zona media de San Luis Potosí. *Instituto Nacional de Investigaciones Forestales Agrícolas y Pecuarias*, 8(2).25-30.
- Cortez, M. (2001). Monitoreo del desarrollo fenológico del chile serrano y sus plagas principales [Tesis de maestría, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Buena Vista, Saltillo, Coahuila].
- Coveca, L. (2004). Monografía del chile. *Estado de Veracruz*, 31 pág.

- Domínguez, R. B. (2005). Introducción al muestreo de plagas agrícolas. Manejo fitosanitario de las hortalizas en México. *Centro de Entomología y Acarología, Chapingo, Méx*, 3(7), 152-180.
- Garza, E. (2002). Manejo integrado de plagas del chile en la planicie Huasteca. *INIFAP-CIRNE. Campo Experimental Ébanano. Folleto Técnico*, 10. San Luis Potosí, México. 47.
- Garza, E. (2007). El gusano soldado *Spodoptera exigua* y su manejo en la planicie huasteca. *Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias*.
- Garza, E.U. (2001). El Barrenillo del Chile *Anthonomus Eugeni* y su manejo en la Planicie Huasteca. Folleto Técnico No. 14. INIFAP. 23p.
- Garza, E. y Rivas, A. (2009). Manejo de plagas en el cultivo de chile: énfasis en conservación de fauna benéfica. *Revista industrial del campo*, 2(4), 15-20.
- Godínez, H. y Ríos, L. (2007). Una historia de chiles, aves y roedores. *Ciencias*, 88 (4), 18-20.
- Gómez, T., Rodríguez, H. (2013). Biopreparados vegetales y Minerales para el manejo de plagas y enfermedades en la agricultura ecológica. *Depto. De agroecología- Universidad Autónoma Chapingo*. Chapingo, Edo. De México. 19 p.
- González, A. A., Pozo N. E., M. Galván P. B., González C. y González C. J. (2006). Extractos vegetales y aceites minerales como alternativa de control de mosca blanca (*Bemisia* spp.) en berenjena (*Solanum melongena* L.) en el valle de Culiacán, Sinaloa, México. *Revista UDO Agrícola*, 6(1), 84-94.
- Guevara, L., Andrio, E., Cervantes, F., Rodríguez, D., Robles, R., Mondragón, W. y Pérez, D. (2015). Efecto bioinsecticida de extracto etanólico de higuera (*Ricinus communis* L) y lantana (*Lantana camara* L) sobre mosca blanca (*Bemisia tabaci* Genn) en tomate. *Revista mexicana de ciencias naturales y agropecuarias*, 2(3), 428-434.

- Guion, C., Guzmán, M. H., Hernández, C. D. Piña, R. J. y Rodríguez, V. R. (2001). Estudio regional de las enfermedades del chile (*Capsicum annuum* L.) y su comportamiento temporal en el sur de Coahuila, México. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 19(2), 15-22.
- Hernández, L., Lubes, G., Rodríguez, M., Echevarría, L., y Lubes, V. (2011). Complejos de V(III) en solución acuosa con el ácido aminopolicarboxílico CDTA. *Avances en Química*, 6(3), 95-99.
- Hernández, R. (2007). *Caracterización de producción de genotipos de chile serrano (Capsicum annuum L.) Comarca Lagunera* [Tesis de licenciatura, Universidad Autónoma Agraria "Antonio Narro" Unidad Laguna].
- Ibarra J., Del Rincón C., Galindo E., Patiño M., Serrano L., García R., Camarillo, J., Pereyra, B., Alcázar, A., Luna, H., Galán, L., Pardo, L., Muñoz, C., Gómez, I., Soberón, M. y Bravo A. (2006). Los microorganismos en el control biológico de insectos y fitopatógenos. *Revista Latinoamericana de Microbiología*, 48(2), 113-120.
- Jozivan, F. (2008). Extractos vegetales en el control de plagas. *Revista Verde Mossoró – RN – Brasil*, 3(3), 01-05.
- Kagale, S., Marimuthu, T., Thayumanavan, B., Nandakuman, R. y Samiyappan, R. (2004). Actividad antimicrobiana e inducción de resistencia sistémica en arroz por extracto de hoja de *Datura metel* contra *Rhizoctonia solani* y *Xanthomonas oryzae pv. Oryzae*. *Patología Fisiológica y Molecular de Plantas*, 65(2), 91-100.
- Llanderal, A. (2014). Concentración de nutrientes en savia en cultivo de tomate bajo invernadero. *Departamento de agronomía. Universidad de Almería*. España. 17p.
- Lasur, L. (2006). Manuel del cultivo del chile. Una guía paso a paso, México, trillas, 80.

- Liu, X., Hu, J., Zhou, L. y Liu, Z. (2014). Evaluation of fumigant toxicity of essential oils of Chinese medicinal herbs against *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae). *J. Entomol. Zool. Studies*, 2(3):164-169.
- López, G. (2003), "Chilli. La especia del Nuevo Mundo", *Ciencias*, 69(4), 66-75.
- López, M. M. y Gastélum, R. (2003). La importancia de las enfermedades en cultivos de tomate, chile y su manejo. *Fundación Produce Sinaloa A.C.* 4(2), 22-24.
- Mandujano-Camacho, H., Hénaut, Y., Cocroft, R. B., y Vliet, K. A. (2018). Duración y éxito de eclosión en diferentes tamaños de nidadas de *Crocodylus moreletii* (Crocodylia: Crocodylidae). *Hidrobiológica*, 28(2), 157-162.
- Mata-Vázquez, H., Vázquez-García, E., Ramírez-Heras, M. y Pérez-Patishtán, J. (2010). Fertilización de chile serrano con riego por goteo en el sur de Tamaulipas. *Villa Cuauhtémoc. Libro técnico 2*, 36.
- Martínez, de la C. J. y Moreno, C. E. (2010). Manual técnico del manejo del chile en campo abierto, Monterrey N. L., 11.
- Martínez, G. M. y Jasso, A. (2004). Fertilización en cultivos hortícolas, secretaria de Agricultura, Ganadería y Desarrollo Rural. *Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas Forestales y Pesqueras. San Luis Potosí, México*, 3(1), 8-15.
- Martínez, G. M. (2002). El cultivo de chile guajillo con fertilización en altiplano de San Luis Potosí, Secretaría de Agricultura, Ganadería y Desarrollo Rural. *Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas Forestales y Pesqueras. San Luis Potosí, México*.
- Martínez, N. (2010). Manejo integrado de plagas una solución a la contaminación ambiental. *Comunidad y Salud*, 8(1), 73-82.
- Mena, C. J. y Velásquez, V. R. (2010). *Manejo integrado de plagas y enfermedades de frijol en Zacatecas*. Zacatecas, México: Instituto Nacional de Investigación Forestales, Agrícolas y Pecuarias.

- Moreno-Jiménez, A. M., Loza-Cornejo, S. y Ortiz-Morales, M. (2017). Efecto de luz LED sobre semillas de *Capsicum annuum* L. var. Serrano. *Biotecnología Vegetal*, 17(3), 145 – 151.
- Murguido, C. A. y Elizondo, A. I. (2007). El manejo integrado de plagas de insectos en cuba. *Fitosanidad*, 11(3), 23-28.
- Nava-Pérez, E., García-Gutiérrez, C., Camacho-Báez, J. R. y Vázquez-Montoya, E. L. (2012). Bioplaguicidas: una opción para el control biológico de plagas. *Ra Ximhai*, 8(3), 17-29.
- Nava-Pérez, E., Gastélum-Hurtado, P., Camacho-Báez, Jesús. R., Valdez-Torres, B., Bernal-Ruiz, C.R. y Herrera-Flores, R. (2010). Utilización de extractos de plantas para el control de gorgojo pardo acanthoscelides obtectus (say) en frijol almacenado. *Ra Ximhai*, 6 (1), 37-43.
- Navarro, C., y Ferrán, M. (2014). Guía de Identificación Pulgones y sus enemigos naturales. *Universidad Politécnica de Valencia*.
- Nuez, F. R., Ortega, G. y Costa, J. (1996). El cultivo de pimientos, chiles y ajíes. *Ediciones mundi-prensa. Madrid, España*, 94(105), 117-122.
- Nuez, F., Gil, O. R. y Costa, J. (2003). El cultivo de pimientos, chiles y ajíes. *Ediciones Mundi-Prensa. Reimpresión. España*. 607.
- Otzoy, M. R. y Rodas, R. C. (2003). Selección de cultivares nativos de tomates (*Lycopersicon esculentum* L). Resistencia y/o tolerante a gemivirus. *Universidad de San Carlos de Guatemala Centro Universitario de Suoccidente, DIGI-Zamatenango*, 4.
- Pérez-Mayorga, S., de la Cruz Larios, L., Salcedo Pérez, E., Enríquez Vara, J. N., y Ramírez López, C. B. (2022). Extractos de hojas de *Dodonaea viscosa* de polaridad ascendente sobre estadios de *Spodoptera frugiperda*. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 13(3), 455-467.

- Pérez-Torres, B. C. (2012). Diagnóstico y control de plagas del cultivo de *Amaranthus hypochondriacus* L., bajo una agricultura orgánica, en las faldas del volcán Popocatepetl. [Tesis de Doctorado]. Benemérita Universidad Autónoma de Puebla (BUAP). Puebla, México. 130 p.
- Pita, R., Anadón, A., y Martínez-Larrañaga, M. (2004). Ricina: una fitotoxina de uso potencial como arma. *Revista de Toxicología*, 21 (2-3), 51-63.
- Quiroz-Medina, C. R., Real-Baca, C. I., Silva-Illescas, P. F., y Moreno-Mayorga, L. F. (2023). Preferencia de oviposición de *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae) en plantas herbáceas. *Agronomía Mesoamericana*, 34(1), 20-30.
- Ramírez, A. B. (2014). Partes de una flor. *Vida Científica Boletín Científico de la Escuela Preparatoria No. 4*, 2(4), 2-6.
- Ramírez, M. M. (1989). *Clasificación de genotipos de chile serrano (Capsicum annum L.) según la resistencia y susceptibilidad a temperaturas altas* [Tesis de Maestría]. UAAAN, Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.
- Ramos-Otiniano, C. C., Lezama-Asencio, P. B., y Hidalgo-Rodríguez, J. E. M. (2022). Actividad biocida de extractos de hojas y semillas de *Melia azedarach* (Meliaceae) sobre larvas de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). *Arnaldoa*, 29(3), 427-438.
- Rebollar, A. (2011). Manejo integral de la fitosanidad en el arándano y la zarzamora. *UACH, México*.
- Reyes-Quintanar, C., Martínez-Carrera, D., Morales-Almora, P., Sobal –Cruz, M., Escudero-Uribe, A. y Ávila-Acevedo, J. (2014). Efecto del extracto de ruda (*Ruta graveolens*) en el crecimiento micelial de *Trichoderma*. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 5(8), 1433-1446.
- Roberts, P. D. (2003). Damping-off and root rot, in: Compendium of pepper diseases. *The American Phytopathological Society Press*. St. Paul, MN, USA.

- Rodríguez-Palma, E., Aragón-García, A., Aragón-Sánchez, M., Pérez-Torres, B. C., y López-Olguín, J. F. (2017). Efectos del extracto vegetal de higuera (*Ricinus communis* L. 1753). Sobre las larvas del depredador natural *Chrysoperla Carnea* Stephens (Neuroptera: Chrysopidae). *Entomol. Mex*, 4(5) 73-78.
- Rojas, G. (2022). Actividad antifúngica del extracto acuoso de la semilla de higuera (*ricinus communis*) en tres tipos de insectos (polillas, hormigas y pulgas). *Revista multidisciplinar*, 6(3), 15- 22.
- Romero, M. (2016). *Evaluación agronómica de ecotipos de chile serrano en la sierra norte de Puebla* [Tesis de Maestría]. Benemérita Universidad Autónoma de Puebla.
- Sandoval, R. A. (2001). Aplicación de productos vía riego en cultivos hortícolas. *Depto. De Hort. UAAAN*. Saltillo, Coahuila, México.
- Salazar-Jara, F. y Juárez-López, P. (2012). Requerimiento macronutricional en plantas de chile (*Capsicum annuum* L.). *Revista bio ciencias*, 2(2), 27-34.
- Sánchez, C. M. (2001). Manejo integrado de enfermedades en4 tomate, chile y papa. Guadalajara, Jalisco. *México*, 2(3), 22-38.
- Sanogo, S. y Carpenter, J. (2008). Bacterial leaf spot of chile pepper: a short guide for growers. New Mexico States University. *New Mexico Chile Association. Report* 30,8.
- Salas, J. (2001). Eficacia de un repelente basado en ajo para la reducción poblacional de la mosca blanca. *Agronomía Tropical*, 51(2), 163-174.
- Salvo, A. y Valladares, G. R. (2007). Parasitoides de minadores, hojas y manejo de plagas. *Ciencias e Investigación Agraria*, 34(3), 167-185.
- SIAP. (2021). Producción de chile serrano. <https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola/>.

- Tarqui-Velásquez, J. C. (2007). Efecto de tres bioplaguicidas para el control del pulgón (*Aphis* sp.) en el cultivo de lechuga en ambientes protegidos en la ciudad de El Alto. [Tesis de Licenciatura]. Universidad mayor de San Andrés, La paz – Bolivia.
- Torres, P. J. (2002). Detection and distribution of geminivirus in Mexico and the southern united states. *Phytopatology*.
- Valadez, L. (1994). Producción de hortalizas. Limusa 4^a ed. México.
- Valle, E. (2013). *Rendimiento y calidad de fruto de tres híbridos de chile serrano (Capsicum annuum L.) bajo dos láminas de riego y diferente colocación de cintilla* [Tesis de Licenciatura, Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro” Unidad Laguna].
- Velásquez, V. R., Medina, A. M. M. y Luna, R. J. J. (2001). Sintomatología y géneros de patógenos asociados con la pudrición de la raíz de chile (*Capsicum annuum* L.) en el Norte Centro de México. *Revista mexicana de fitopatología*, 19(2), 175-181.
- Venancio Rodríguez, C. A., Pérez Torres, C. A., y Ibarra Laclette, E. (2021). Cumarinas: Metabolitos secundarios de amplia actividad en plantas. *Instituto de Ecología A. C.*
- Villavicencio, E. A., López, R. D. y Valle, G. (2003). Plagas y enfermedades (1^{era} ed.). *Centro de investigaciones biológicas del noroeste, S.C.* 8.
- Zavala, F. (2006). La conservación de los recursos filogenéticos de México. *Ciencia UANL*, 9(2), 115-123.

VII. ANEXOS

Anexo 2- Análisis de varianza del número de mosquitas blancas después de la aplicación de los extractos vegetales a los 30 días después del trasplante.

| Fuente | GL | Suma de cuadrados | Cuadrado medio | Valor F | Valor P |
|--------------------|-----------|--------------------------|-----------------------|----------------|----------------|
| Tratamiento | 3 | 0.25 | 0.08 | 1.00 | 0.4363 |
| Bloque | 3 | 0.75 | 0.25 | 3.00 | 0.0877 |
| Error | 9 | 0.75 | 0.08 | | |
| Total | 15 | 1.75 | | | |

Coeficiente de variación= 25.66%

Anexo 3- Análisis de varianza del número de mosquitas blancas después de la aplicación de los extractos vegetales a los 45 días después del trasplante.

| Fuente | GL | Suma de cuadrados | Cuadrado medio | Valor F | Valor P |
|--------------------|-----------|--------------------------|-----------------------|----------------|----------------|
| Tratamiento | 3 | 3.69 | 1.23 | 3.61 | 0.0585 |
| Bloque | 3 | 0.69 | 0.23 | 0.67 | 0.5896 |
| Error | 9 | 3.06 | 0.34 | | |
| Total | 15 | 7.44 | | | |

Coeficiente de variación= 25.23%

Anexo 4- Análisis de varianza del número de mosquitas blancas después de la aplicación de los extractos vegetales a los 52 días después del trasplante.

| Fuente | GL | Suma de cuadrados | Cuadrado medio | Valor F | Valor P |
|--------------------|-----------|--------------------------|-----------------------|----------------|-------------------|
| Tratamiento | 3 | 16.69 | 5.56 | 32.04 | <0.0001 |
| Bloque | 3 | 1.19 | 0.40 | 2.28 | 0.1482 |
| Error | 9 | 1.56 | 0.17 | | |
| Total | 15 | 19.44 | | | |

Coeficiente de variación= 11.30%

Anexo 5- Análisis de varianza del número de mosquitas blancas después de la aplicación de los extractos vegetales a los 60 días después del trasplante.

| Fuente | GL | Suma de cuadrados | Cuadrado medio | Valor F | Valor P |
|--------------------|-----------|--------------------------|-----------------------|----------------|----------------|
| Tratamiento | 3 | 12.50 | 4.17 | 12.50 | 0.0015 |
| Bloque | 3 | 1.50 | 0.50 | 1.50 | 0.2797 |
| Error | 9 | 1.56 | 0.17 | | |
| Total | 15 | 17 | | | |

Coeficiente de variación= 13.58%

Anexo 6- Análisis de varianza del número de gusanos soldado después de la aplicación de los extractos vegetales a los 30 días después del trasplante.

| Fuente | GL | Suma de cuadrados | Cuadrado medio | Valor F | Valor P |
|--------------------|-----------|--------------------------|-----------------------|----------------|----------------|
| Tratamiento | 3 | 0.19 | 0.06 | 0.18 | 0.9048 |
| Bloque | 3 | 0.19 | 0.06 | 0.18 | 0.9048 |
| Error | 9 | 3.06 | 0.34 | | |
| Total | 15 | 3.44 | | | |

Coeficiente de variación= 34.57%

Anexo 7- Análisis de varianza del número de gusanos soldado después de la aplicación de los extractos vegetales a los 45 días después del trasplante.

| Fuente | GL | Suma de cuadrados | Cuadrado medio | Valor F | Valor P |
|--------------------|-----------|--------------------------|-----------------------|----------------|----------------|
| Tratamiento | 3 | 4.75 | 1.58 | 3.00 | 0.0877 |
| Bloque | 3 | 0.25 | 0.08 | 0.16 | 0.9219 |
| Error | 9 | 4.75 | 0.53 | | |
| Total | 15 | 9.75 | | | |

Coeficiente de variación= 34.19%

Anexo 8- Análisis de varianza del número de gusanos soldado después de la aplicación de los extractos vegetales a los 52 días después del trasplante.

| Fuente | GL | Suma de cuadrados | Cuadrado medio | Valor F | Valor P |
|--------------------|-----------|--------------------------|-----------------------|----------------|-------------------|
| Tratamiento | 3 | 8.50 | 2.83 | 10.20 | 0.0030 |
| Bloque | 3 | 0.00 | 0.00 | 0.16 | >0.9999 |
| Error | 9 | 2.50 | 0.28 | | |
| Total | 15 | 11.00 | | | |

Coeficiente de variación= 19.17%

Anexo 9- Análisis de varianza del número de gusanos soldado después de la aplicación de los extractos vegetales a los 60 días después del trasplante.

| Fuente | GL | Suma de cuadrados | Cuadrado medio | Valor F | Valor P |
|--------------------|-----------|--------------------------|-----------------------|----------------|----------------|
| Tratamiento | 3 | 10.69 | 3.56 | 7.03 | 0.0098 |
| Bloque | 3 | 0.69 | 0.23 | 0.45 | 0.7221 |
| Error | 9 | 2.50 | 0.28 | | |
| Total | 15 | 15.94 | | | |

Coeficiente de variación= 19.99%

Anexo 10- Análisis de varianza del número de pulgón verde después de la aplicación de los extractos vegetales a los 30 días después del trasplante.

| Fuente | GL | Suma de cuadrados | Cuadrado medio | Valor F | Valor P |
|--------------------|-----------|--------------------------|-----------------------|----------------|----------------|
| Tratamiento | 3 | 0.19 | 0.06 | 0.27 | 0.8436 |
| Bloque | 3 | 0.19 | 0.06 | 0.27 | 0.8436 |
| Error | 9 | 2.06 | 0.23 | | |
| Total | 15 | 2.44 | | | |

Coeficiente de variación= 40.31%

Anexo 11- Análisis de varianza del número de pulgón verde después de la aplicación de los extractos vegetales a los 45 días después del trasplante.

| Fuente | GL | Suma de cuadrados | Cuadrado medio | Valor F | Valor P |
|--------------------|-----------|--------------------------|-----------------------|----------------|----------------|
| Tratamiento | 3 | 3.50 | 1.17 | 3.50 | 0.0628 |
| Bloque | 3 | 0.50 | 0.17 | 0.50 | 0.6915 |
| Error | 9 | 3.00 | 0.33 | | |
| Total | 15 | 7.00 | | | |

Coeficiente de variación= 32.99%

Anexo 12- Análisis de varianza del número de pulgón verde después de la aplicación de los extractos vegetales a los 52 días después del trasplante.

| Fuente | GL | Suma de cuadrados | Cuadrado medio | Valor F | Valor P |
|--------------------|-----------|--------------------------|-----------------------|----------------|-------------------|
| Tratamiento | 3 | 28.19 | 9.40 | 54.12 | <0.0001 |
| Bloque | 3 | 0.69 | 0.23 | 1.32 | 0.3272 |
| Error | 9 | 1.56 | 0.17 | | |
| Total | 15 | 30.44 | | | |

Coeficiente de variación= 13.07%

Anexo 13- Análisis de varianza del número de pulgón verde después de la aplicación de los extractos vegetales a los 60 días después del trasplante.

| Fuente | GL | Suma de cuadrados | Cuadrado medio | Valor F | Valor P |
|--------------------|-----------|--------------------------|-----------------------|----------------|----------------|
| Tratamiento | 3 | 17.19 | 5.73 | 154.47 | 0.0009 |
| Bloque | 3 | 1.19 | 0.40 | 1.00 | 0.4363 |
| Error | 9 | 3.56 | 0.40 | | |
| Total | 15 | 21.94 | | | |

Coeficiente de variación= 14.18%

Anexo 14- Materiales y costos requeridos en el proyecto.

| Material | Unidad | Cantidad | Costo unitario | Costo total |
|-----------------------------|--------|----------|----------------|-------------------|
| Charola de germinación | Pza | 1 | \$120.00 | \$120.00 |
| Sustrato | kg | 0.5 | \$107.00 | \$107.00 |
| Semilla | Pq | 3,000 | \$300.00 | \$300.00 |
| Conexiones T | Pza | 5 | \$10.00 | \$50.00 |
| Manguera de 1/2 in | m | 15 | \$9.00 | \$135.00 |
| Abrazaderas | Pza | 6 | \$5.00 | \$30.00 |
| Enraizador | kg | 1 | \$510.00 | \$510.00 |
| Fertilizantes | Lote | 1 | \$730.00 | \$730.00 |
| Imidacloprid | Pza | 1 | \$350.00 | \$350.00 |
| Productos orgánicos | Lote | 1 | \$250.00 | \$250.00 |
| Mochila aspersora | Pza | 1 | \$1,319.00 | \$1,319.00 |
| Trampas y lupa de monitoreo | Paq | 1 | \$140 | \$140 |
| Costo Total | | | | \$4,041.00 |