Universidad Autónoma de Sinaloa

Colegio de Ciencias Agropecuarias

Facultad de Agricultura del Valle del Fuerte

Maestría en Ciencias Agropecuarias

TESIS:

DIVERSIDAD Y ABUNDANCIA DE LA ENTOMOFAUNA DEL CULTIVO DE CHILE EN EL NORTE DE SINALOA.

Que para obtener el grado de Maestro en Ciencias Agropecuarias

PRESENTA:

Alejandro Montiel Reyes

DIRECTOR DE TESIS:

Dr. Fernando Alberto Valenzuela Escoboza

CO-DIRECTOR:

Dr. Quintín Armando Ayala Armenta

ASESORES:

Dra. Blanca Elvira López Valenzuela

MC. Karen Rábago Zavala

Juan José Ríos, Sinaloa, México. Junio, del 2024

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

U N I V E R S I D A D A U T Ó N O M A D E S I N A L O A

Dirección General de Bibliotecas
Ciudad Universitaria
Av. de las Américas y Blvd. Universitarios
C. P. 80010 Culiacán, Sinaloa, México.
Tel. (667) 713 78 32 y 712 50 57
dgbuas@uas.edu.mx

UAS-Dirección General de Bibliotecas

Repositorio Institucional Buelna

Restricciones de uso

Todo el material contenido en la presente tesis está protegido por la Ley Federal de Derechos de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

Queda prohibido la reproducción parcial o total de esta tesis. El uso de imágenes, tablas, gráficas, texto y demás material que sea objeto de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente correctamente mencionando al o los autores del presente estudio empírico. Cualquier uso distinto, como el lucro, reproducción, edición o modificación sin autorización expresa de quienes gozan de la propiedad intelectual, será perseguido y sancionado por el Instituto Nacional de Derechos de Autor.

Esta obra está bajo una Licencia Creative Commons Atribución-No Comercial Compartir Igual, 4.0 Internacional

DEDICATORIA

Primeramente, a **Dios** y a mis **padres**, quienes me dieron la vida y siempre me dan su amor y apoyo incondicional, por estar conmigo en los momentos más difíciles de mi vida y ser testigo de mis triunfos y derrotas, sin duda, uno de mis mayores ejemplos a seguir, gracias por impulsarme siempre a ser mejor.

A mi esposa **Berthila Falomir Urías** por haber permitido que yo le robara mucho de su tiempo convirtiéndose así en mi apoyo incondicional en mi vida, para que yo pudiera alcanzar mis metas.

A mis hijos: **Alejandro Emiliano, Valeria Alejandra y Osman Misael**, quienes fueron el motor principal para trabajar de manera constante en todos los aspectos de mi vida, y me dieron fortaleza para crecer en lo personal y profesional.

A mis nietos**, Tadeo** y **Daylet Montiel Gil**, quienes son parte fundamental en mi vida, ocupan un lugar muy especial en mi formación, por ser esos niños, inquietos y traviesos que tantas ganas le ponen a todo.

A mis padres la Sra. **Martha Reyes Valdez** y al Sr. **Alejandro Montiel** les dedico esta tesis por estar en todos los momentos importantes de mi vida, por su amor, trabajo, esfuerzo y sacrificio en todos estos años, quién gracias a ello he logrado llegar hasta aquí y convertirme en lo que soy. Es para mí un privilegio ser su hijo, y un orgullo compartir con ustedes la alegría y satisfacción de concluir este gran proyecto. Espero pronto poder recompensarles, un poco de todo lo que me han dado sin esperar nada a cambio.

A mis **compañeros** y **amigos** los cuales siempre tuvieron palabras de aliento para mí, impulsándome a ser una mejor persona tanto en lo familiar como en lo profesional.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a **Dios** y a mis **padres** por permitirme formar una gran familia que siempre me a apoyado en todas las etapas de mi vida.

A la **Universidad Autónoma de Sinaloa** y a la **Facultad de Agricultura del Valle del Fuerte**, por ser una institución con un objetivo muy noble, la formación de profesionales del campo, por ser un punto de partida en mi carrera profesional, por su gran capacidad y actitud de servicio a todas las personas que estamos interesados en hacer producir la tierra.

Al **Posgrado del Colegio de Ciencias Agropecuarias**, por abrirme las puertas para realizar mis estudios de maestría de la mano de grandes profesionales de la agronomía.

Al Dr. **Fernando Alberto Valenzuela Escoboza** por ser mi director de tesis, por su empeño y apoyo durante todo el proceso. Por ser pieza clave en la obtención de este grado, por sus enseñanzas, consejos, regaños, confianza y sobre todo su amistad.

Al Dr. **Quintín Armando Ayala Armenta** por ser una persona noble, con mucho conocimiento, por sus consejos y recomendaciones, y sobre todo el apoyo que siempre mostró hacia mi persona y mi trabajo de investigación.

A la Dra. **Blanca Elvira López Valenzuela** por su apoyo durante el curso del posgrado, por compartir sus saberes, vivencias y consejos, por ser una persona noble, de la cual aprendí aspectos que van más allá de lo profesional.

A la MC. **Karen Rábago Zavala** por sus consejos, asesorías y apoyo fundamental en el trabajo de investigación y redacción.

A todas y cada una de las personas que me estuvieron apoyando para salir adelante en este proyecto, les reitero mi amistad y mi más sincero agradecimiento, aquí tienen un amigo por siempre, muchas gracias.

CONTENIDO

DEDICATORIA I

AGRADECIMIENTOS II

ÍNDICE DE CUADROS VI

ÍNDICE DE FIGURAS VII

RESUMEN VIII

ABSTRACT IX

I. INTRODUCCIÓN 1

II. ANTECEDENTES 3

2.1 . ORIGEN Y DISTRIBUCIÓN DEL CULTIVO DE CHILE 3

2.2 DESCRIPCIÓN GENERAL DEL CULTIVO DE CHILE, (*C. ANNUUM* L.). 4

2.2.1 Clasificación Taxonómica. 4

2.3 DESCRIPCIÓN BOTÁNICA. 4

2.3.1. Planta 6

2.4. REQUERIMIENTOS DEL CULTIVO 8

2.4.1. Clima y Temperatura 8

2.4.2. Suelo 8

2.4.3. PH Potencial Hidrógeno. 9

2.4.4. Riego 9

2.4.5. Fertilización 9

2.4.6. Siembra 9

2.4.7. Fecha de siembra 11

2.4.8. Cosecha 11

2.5. INSECTOS PRESENTES EN EL CULTIVO DE CHILE 12

2.6. PICUDO DEL CHILE (*ANTHONOMUS EUGENII,* CANO) 12

2.6.1. Clasificación taxonómica según Escobar 2008. 12

2.6.2. Biología y hábitos 12

2.7. MINADOR DE LA HOJA (*LIRIOMYZA TRIFOLII*, BURGESS, 1880) 14

2.7.1. Clasificación taxonómica según (EPPO, 2021c) 14

2.7.2. Biología y hábitos 14

2.7.3. Daño 15

2.8. MOSCA BLANCA (*BEMISIA TABACI* GENNADIUS, 1889) 15

2.8.1. clasificación taxonómica 15

2.8.2. Biología y hábitos 15

2.8.3. Daño 16
2.9. PULGÓN VERDE (*MYZUS PERSICAE* SULZER, 1776) 16
2.9.1. Clasificación taxonómica, Según Duarte *et al*. (2020). 16
2.9.2. Biología y hábitos. 16
2.9.3. Daño 16
2.10. ARAÑA ROJA (*TETRANYCHUS URTICAE* KOCH) 17
2.10.1. Clasificación taxonómica, Según Argolo (2012)....17
2.10.2. Biología y hábitos. 17
2.10.3. Daño 17
2.11. GUSANO SOLDADO (*SPODOPTERA EXIGUA* HÜBNER)....18
2.11.1. Clasificación taxonómica según (Urretabizkaya *et al*., 2010) 18
2.11.2. Biología y hábitos. 18
2.11.3. Daño. 18
2.12. ACARO BLANCO (*POLYPHAGOTARSONEMUS LATUS* BANKS, 1909) 19
2.12.1. Clasificación taxonómica de acuerdo a Doreste, (1988)....19
2.12.2. biología y hábitos....19
2.12.3. Daño. 20
III. HIPÓTESIS 21
IV. OBJETIVOS 22
4.1 OBJETIVO GENERAL 22
4.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS 22
V. MATERIALES Y MÉTODO 23
5.1. LOCALIZACIÓN GEOGRÁFICA DEL ESTUDIO. 23
5.2. EL CLIMA 25
5.3. RECOLECCIÓN DE LAS MUESTRAS 27
5.4. MANEJO DE LA COLECTA EN LABORATORIO 30
5.5. SELECCIÓN DE ÍNDICES ENTOMOLÓGICOS 31
5.5.1. Cálculo de la diversidad relativa de los órdenes 31
5.5.3. Cálculo del índice de diversidad de especies Shannon-Wiener 32
5.5.4. Determinación de especímenes 33
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN 34
6.1. HALLAZGOS Y COLECTA 34
6.2. ÍNDICES DE DIVERSIDAD 42
6.2.1. Diversidad relativa de los órdenes para el área total de colecta. 42

6.2.2. Índice de diversidad relativa de ordenes (lotes comerciales) 43
6.2.3. Índice de dominancia de órdenes de Simpson (lotes comerciales) 44
6.2.4. Índice de diversidad de órdenes de Shannon-Wiener (lotes comerciales).....45
6.3. ÍNDICE DE DIVERSIDAD RELATIVA POR ÓRDENES EN LOTES EXPERIMENTALES 46
6.3.1. Índice de dominancia de órdenes de Simpson (lotes experimentales).....47
6.3.2. Índice de diversidad de los órdenes de Shannon-Wiener (lotes experimentales)48

VII. DISCUSION..... 49

VII. CONCLUSIONES..... 52

IX. LITERATURA CITADA..... 53

X. ANEXOS..... 64

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Ubicación taxonómica del picudo de chile *Anthonomus eugenii* 12
Cuadro 2. Longevidad de *Anthonomus eugenii* *14*
Cuadro 3. Ubicación taxonómica de minador de la hoja *Liriomyza trifolii* 14
Cuadro 4. Clasificación taxonómica de mosca blanca *Bemisia tabaci* 15
Cuadro 5. Taxonomía de pulgón verde *Myzus persicae* 16
Cuadro 6. Taxonomía de araña roja *Tetranychus urticae* Koch 17
Cuadro 7. Clasificación taxonómica de g. soldado *Spodoptera exigua* Hübner 18
Cuadro 8. Clasificación taxonómica de acaro blanco *Polyphgotarsonemus latus* 19
Cuadro 9. Insectos capturados en lote experimental 34
Cuadro 10. Insectos capturados en lote comercial.....36
Cuadro 11. Comparativo de insectos colectados 39
Cuadro 12. Insectos por orden en lote experimental.....40
Cuadro 13. Insectos por orden en lote comercial.....41
Cuadro 14. Diversidad relativa por área total de colecta.....64
Cuadro 15. Diversidad relativa lote comercial.....64
Cuadro 16. Índice de dominancia Simpson por orden en lote comercial.....65
Cuadro 17. Índice de diversidad Shannon-Wiener lote comercial.....65
Cuadro 18. Diversidad relativa lote experimental.....66
Cuadro 19. Índice de dominancia Simpson lote experimental.....66
Cuadro 20. Índice de diversidad Shannon-Wiener por orden en lote experimental...67

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Ciclo de vida del picudo del chile *Anthonomus eugenii* 13
Figura 2. Ubicación del área de estudio 24
Figura 3. Temperaturas periodo 2021-2022 25
Figura 4. Temperatura y humedad relativa del lote experimental 25
Figura 5. Temperatura y humedad relativa del lote comercial 26
Figura 6. Termómetro digital para registro del clima 26
Figura 7. Muestreo visual directo 27
Figura 8. Área de monitoreo de la planta 28
Figura 9. Monitoreo método cinco de oro 28
Figura 10. Aspirador artesanal para succión de insectos pequeños 29
Figura 11. Conservación de larvas en agua hirviendo 30
Figura 12. Especies colectadas 31
Figura 13. Comparativo grafico insectos colectados 40
Figura 14. Gráfico de insectos lote experimental 41
Figura 15. Gráfico de insectos lote comercial 42
Figura 16. Diversidad relativa por área total de colecta 43
Figura 17. Diversidad relativa lote comercial 44
Figura 18. Índice de dominancia Simpson por orden en lote comercial 45
Figura 19. Índice de diversidad Shannon-Wiener por orden lote comercial 46
Figura 20. Índice de diversidad relativa por órdenes lote experimental 47
Figura 21. Índice de dominancia Simpson por orden lote experimental 48
Figura 22. Índice de diversidad Shannon-Wiener por orden en lote experimental 49

RESUMEN

El cultivo de chile (*Capsicum annuum* L.) es una hortaliza de importancia económica, México ocupa el cuarto lugar en la producción a nivel mundial con 1,016,763 toneladas, mientras que Sinaloa ocupa el segundo lugar nacional en la producción con 598,399 toneladas, y el municipio de Guasave ocupa el sexto lugar estatal con 45,591 toneladas de chile. El principal objetivo de este estudio fue determinar la diversidad y abundancia de la entomofauna presente en el cultivo de chile en el norte de Sinaloa. Los monitoreos y colectas se llevaron a cabo en los municipios de Guasave y Ahome en el ciclo otoño-invierno 2021-2022, donde se establecieron tres lotes experimentales, cada lote contaba 12 camas de 18 metros de largo, se trasplanto chile jalapeño, serrano y anaheim (*C. annuum* L.). También se colecto en lotes comerciales a través de método de visualización directa y por el método cinco de oro. El cultivo que presento mayor incidencia de insectos por área total de colecta fue el serrano seguido de jalapeño y anaheim con 2089, 1401 y 1092. El cultivo de chile que presento mayor presencia de insectos en el lote experimental fue el serrano, seguido de jalapeño y Anaheim con 885, 1330 y 629 insectos respectivamente. Para el lote comercial el tipo de chile que presento mayor presencia de insectos fue el serrano, seguido de jalapeño y Anaheim con 515, 772 y 462 insectos respectivamente. Los órdenes de insectos con más especímenes colectados fueron: Coleóptera, Hemíptera y Díptera. En coleóptera y Hemíptera se observó un 19.04% y 23.80% de insectos fitófagos y un 50% y 33.33% de insectos depredadores, los cuales realizan el equilibrio de las poblaciones. El orden Coleóptera fue el que presentó mayor presencia de insectos plaga, seguido de la orden Hemíptera y en menor proporción la orden Himenóptera, esto se resume en que las poblaciones de fitófagos varían de acuerdo a la especie de chile que se cultive, siendo el tipo serrano y jalapeño los más atractivos para las plagas.

Palabras clave: entomofauna, diversidad, abundancia, insectos, colecta.

ABSTRACT

The cultivation of pepper (Capsicum annuum L.) is a vegetable of economic importance, Mexico ranks fourth in production worldwide with 1,016,763 tons, while Sinaloa ranks second nationally in production with 598,399 tons, and the municipality of Guasave ranks sixth in the state with 45,591 tons of pepeper. The main objective of this study was to determine the diversity and abundance of the entomofauna present in the chili crop in northern Sinaloa. The monitoring and collections were carried out in the municipalities of Guasave and Ahome in the autumn-winter 2021-2022 cycle, where three experimental lots were established, each lot had 12 beds of 18 meters long, jalapeno, serrano and anaheim peppers (C. annuum L.) were transplanted. It was also collected in commercial lots through the direct visualization method and by the five-gold method. The crop with the highest incidence of insects per total area of collection was serrano followed by jalapeño and anaheim with 2089, 1401 and 1092. The pepperi crop that presented the highest presence of insects in the experimental lot was the serrano, followed by jalapeño and Anaheim with 885, 1330 and 629 insects respectively. For the commercial lot, the type of papper that presented the highest presence of insects was the serrano, followed by jalapeño and Anaheim with 515, 772 and 462 insects respectively. The insect orders with the most specimens collected were: Coleoptera, Hemiptera, and Diptera. In Coleoptera and Hemiptera, 19.04% and 23.80% of phytophagous insects and 50% and 33.33% of predatory insects were observed, which balance the populations. The order Coleoptera was the one with the highest presence of pest insects, followed by the order Hemiptera and to a lesser extent the order Hymenoptera, this can be summarized in that the populations of phytophagous vary according to the species of pepper that is cultivated, with the serrano and jalapeño types being the most attractive for pests.

Key word: entomofauna, diversity, abundance, insects, collect.

I. INTRODUCCIÓN

Capsicum es un género económicamente importante, pertenece a la familia Solanaceae y contiene al menos 32 especies nativas de América tropical. Cinco de ellas, son ampliamente cultivadas en diferentes regiones de este continente: Se cultiva *C. annuum* L. en México y norte de Centroamérica; *C. chinense* es cultivada en las Indias Occidentales, América del Sur y Amazonas; *C. frutescens* L. se cultiva principalmente en el Caribe y Sudamérica; *C. baccatum* L. se ha desarrollado y se explota en Perú y Bolivia, mientras que *C. pubescens*, que es más tolerante a las bajas temperaturas se ha introducido y se cultiva en Los Andes (Basu & De, 2003).

En el año 2022, China generó alrededor del 46.1% de la producción mundial de chile, ubicando a esta nación en la primera posición en la producción global del cultivo. Mientras que México, también se ha posicionado como uno de los principales productores mundiales de esta hortaliza, ocupando la cuarta posición en producción mundial, su tasa media anual de crecimiento en los últimos 10 años es 3.4%. En 2022, nuestro país, obtuvo 3 millones 112 mil 481 toneladas, que representa el 0.8% más que el 2021. (SIAP, 2023). La producción comercial de chiles jalapeños requiere que los productores gestionen y optimicen los recursos disponibles. Estos incluyen la mano de obra y el uso de fertilizantes y pesticidas para controlar las plagas de las plantas (Macías, *et al*., 2012). El chile es uno de los cultivos agrícolas más importantes en México y el mundo, y su fruto se consume tanto fresco como seco, aportando color, sabor y aroma a innumerables platos, y es una de las principales especias. México es el país con la mayor diversidad de *C. annuum*, donde se cultiva prácticamente en todo el territorio, con sistemas de producción y problemáticas muy diversos, razón por la cual es importante contar con información relevante sobre el cultivo del chile. (Aguilar, *et al*., 2012). La superficie cultivada en México se concentra en un 50% en los estados Chihuahua, Guanajuato, Sonora, Sinaloa y Zacatecas, en los cuales se obtiene más del 60% de la producción (Olvera *et al*., 1998). El chile es el segundo cultivo hortícola más importante, después del tomate; el consumo percápita de los mexicanos es de 7.0 kg año^{-1}, por lo que éste se ubica como uno de los alimentos principales de la población, es de amplio consumo como: platillo principal, condimento, encurtido y ensaladas. Sinaloa, concentra una de las áreas

agrícolas más importantes en la producción de chiles, la producción en el estado durante el 2011 al 2020 fue de 5,608,222 toneladas, obtenidas en una superficie de 132,072 hectáreas, con rendimiento promedio de 42.46 t ha^{-1}, mientras que la producción a nivel nacional fue de 8,082,689 ton., con rendimiento promedio de 26.54 t ha^{-1} (SIAP, 2020). El cultivo de chile genera de 120 a 200 jornales por hectárea cosechada en la entidad, (Arroyo, 2012). No sólo generan divisas al exportarse a Estados Unidos, Canadá e incluso Japón. El Cultivo ha venido incrementando su producción en Sinaloa, en 2011 se plantaron 12,505 hectáreas. y en 2020, 14,438 ha., esto representa un incremento en la superficie del 13.38 % obteniendo una producción en 2011 de 180,458 toneladas y en el 2020, 650,760 toneladas representando un aumento de la producción de 72.27 % (SIAP, 2020). Los principales factores bióticos limitantes en la producción de este cultivo en la región, es la constante incidencia plagas de importancia económica. Diversas especies de los órdenes Coleoptera, Lepidóptera, Díptera, entre otras, son grupos de insectos importantes en la agricultura ya que muchas especies se consideran plagas, causando daño en su estado de larva, alimentándose de tejido vegetal y pueden nutrirse de diversas formas (eliminación de partes, descomposición, creación de galerías) y de estructuras vegetales (tallos, hojas, raíces, frutos, semillas), algunos lepidópteros son reportados como plaga atacando el cultivo de chile (Urretabizkaya, *et al.,* 2010). Este cultivo enfrenta una variedad de obstáculos antes de alcanzar la producción, incluidas plagas que varían según la región donde se establezca el cultivo, sin embargo, así Mena (2006) reporta en Zacatecas como plagas , al picudo o barrenillo del chile *Anthonomus eugenii* (Cano, 1894), gusano del fruto *Helicoverpa zea* (Boddie, 1850), pulgón verde *Myzus persicae* (Sulzer, 1776), pulgón negro *Aphis gossipii*, (Glover, 1877), pulga saltona *Epitrix cucumeris* Entomología mexicana, 5: 95−99 (2018) 96 (Harris, 1851), la paratrioza, *Bactericera cockerelli* (Sulc. 1909) , y gusano soldado *Spodoptera exigua* (Hubner, 1808). Por esta razón identificar la población insectil en pimiento permite establecer estrategias de control para favorecer la producción (Méndez, 2017). Por consiguiente, el objetivo de esta investigación fue identificar la diversidad y abundancia de la entomofauna del cultivo de chile en el norte de Sinaloa.

II. ANTECEDENTES

2.1. Origen y distribución del cultivo de chile.

El chile *C. annuum*, es originario de América tropical, donde se ha cultivado desde épocas muy remotas. Después del descubrimiento de América este cultivo se difundió rápidamente por todo el mundo (Casseres, 1981).

Desde la época prehispánica, estos términos se han utilizado en náhuatl para clasificar los diferentes chiles según su nivel de picante: picante, muy picante y extremadamente picante (cococ, cocopatic, cocoparatic) (Gómez, 1995). Junto con la calabaza, el maíz y el frijol; el chile, fue la base de la alimentación de las culturas de Mesoamérica, Lugar de origen y donde se considera fue domesticado. El uso prehispánico del chile ha quedado registrado en algunos textos; entre los escritos en las comidas de los mexicas, Fray Bernardino de Sahagún reseño desde los manjares exclusivos del emperador, hasta los modestos bocados de los plebeyos, y en ese abanico de platillos el ingrediente principal o común era el chile. Este producto también figuró entre los tributos fijados por el Tlotoani de México antes y durante los primeros tiempos de la conquista, según se aprecia en el códice Mendocino. Las personas, en su mayoría vasallos, entregaban "grandes cantidades" de chiles en cestas a los inspectores oficiales, quienes los recogían y guardaban en los almacenes imperiales e incluso en épocas de sequía, el chile seco seguía figurando en las listas de los productos almacenados (Laborde, *et al*., 1984). Los chiles son un cultivo originario de México y uno de los cultivos más importantes en todo el mundo. Además de ser un alimento muy nutritivo, también es fuente de pigmentos naturales y compuestos secundarios, todos los cuales se utilizan en la producción de alimentos, cosméticos y productos farmacéuticos. Culturalmente es un símbolo que da identidad mexicana, pero también es parte importante de muchas culturas diferentes debido a su influencia en la gastronomía internacional (Ruíz, *et al*., 2021).

2.2 Descripción general del Cultivo de chile, (*C. annuum* L.).

2.2.1 Clasificación Taxonómica.

Janick (1985), clasificó al chile (*Capsicum annuum* L.) de la siguiente manera:

Reino: Vegetal
División: Tracheophyta
Subdivisión: Pteropsida
Clase: Angiospermae
Subclase: Dicotiledonea
Orden: Solanaceales
Familia: Solanaceae
Género: *Capsicum* L., 1753
Especie: *annuum*

2.3 Descripción botánica.

Todos los chiles pertenecen a la familia Solanaceae, género *Capsicum*. Este género está formado por 32 especies, de las cuales sólo 5 han sido domesticadas: *C. baccatum, C. chinense, C. pubescens, C. frutescens* y *C. annuum*.

Este último es el más importante porque concentra la mayor variedad de chiles, ya sean cultivados o silvestres (Aguilar-Meléndez, *et al*., 2018). El fruto contiene las semillas, es una baya hueca, carnosa, que alcanza varios tamaños desde menos de 1 cm hasta 30 cm de longitud, su forma varía de redonda a oblonga y su color es diverso. Tiene tonalidades amarillas y verdes cuando es inmadura, rojas e incluso marrones cuando se madura.

La planta es un semiarbusto de forma variable y alcanza entre 0.60 metros a 1.50 m de altura, dependiendo principalmente de las condiciones climáticas y del manejo.

Las plantas de chiles son monoicas, es decir, ambos sexos están unidos dentro de la misma planta y son autógamas, los que significa que se autopolinzan. Puede experimentar hasta el 45% de polinización cruzada, es decir, ser fecundada con 4 el

polen de una planta vecina. Por el mismo motivo, se recomienda sembrar anualmente semillas híbridas certificadas. Las semillas están adheridas a la planta en el centro del fruto. Es de color blanco crema, de forma aplanada, lisa, reniforme, cuyo diámetro alcanza entre 2.5 y 3.5 milímetros. Según la variedad, los tallos son cilíndricos o prismáticos, glabros, erectos y de diferente altura. Esta planta tiene ramas bifurcadas o pseudobifurcadas, siendo siempre una rama más gruesa que la otra (donde las ramas se cruzan, haciéndolas más propensas a romperse (Edmon, 1967). Este tipo de ramificación hace que la planta tenga forma umbelífera (de sombrilla). El fruto es una baya de 2 a 4 lóbulos con una cavidad entre la placenta y el pericarpio, que forma la parte utilizable de la planta la fruta crece mayormente solitaria, de forma colgante o erecta. Se cataloga como una baya hueca, con dos a cinco lóbulos o celdas que se encuentran separadas por paredes internas cruzadas. Además de las diferencias en cuanto a su carácter picante, sabor o usos, entre las frutas de los diferentes tipos de pimiento de la especie *C. annuum* L. Se observa una variación considerable en cuanto a tamaño, forma y su color es al inicio verde y luego cambia con la madurez a rojo o púrpura en algunas variedades (Casapaico, 2024). La anatomía del fruto está esencialmente representada por el pericarpio y las semilla, en casos de polinización insuficiente se obtienen frutos deformes, el jalapeño es una planta anual en zonas templadas y perennes en las regiones tropicales, presentando tallos erectos, herbáceos y ramificados de color verde oscuro; la planta promedio puede alcanzar la altura de 60 cm., este autor menciona que se siembra en almácigos, ya sea a campo abierto o en invernadero; por lo que se requieren 500 g de semilla sembrada en una superficie de 50 m2 y se obtienen suficientes plántulas para una superficie comercial con alrededor de 20,000 a 25,000 plantas por hectárea (Valadez, 2001).

Se consideran 5 especies cultivadas de chile en el mundo según (Muñoz *et al*., 1966) *C. annum L., C. chinenses* (chile habanero)*, C. pubescens* (chile manzano)*, C. baccatum, y C. frutescens* de las anteriores la primera es la más importante debido a que agrupa la mayor diversidad de chiles (Pickersgill, 1984). La diversidad de chiles se puede distinguir por el color (amarillo, naranja, rojo, verde), el sabor (amargo,

salado, ácido, dulce) y el gusto, y por su forma (alargados, rectangulares o redondeados), (Basu, 2003).

Esta especie incluye la mayoría de los tipos cultivadas en México, entre las que se destacan: ancho, serrano, jalapeño, piquín, anaheim, morrón, mirasol, pasilla y mulato. Además, los frutos son muy variables en cuanto a tamaño, forma y color, pudiendo variar de 1 a 30 cm. Es largo, de forma cónica o redonda y tiene un cuerpo grueso, macizo o plano. Los frutos presentan coloración verde o amarilla cuando están inmaduros; roja, amarilla, anaranjada y/o café en estado maduro (Muñoz *et al*., 1970; Pozo, 1981; Laborde y Pozo, 1984).

2.3.1. Planta

La planta de chile es anual herbácea o sub-leñosa, con crecimiento determinado, porte erecto, muy ramificada que alcanza alturas de 50 a 90 cm, dependiendo de la variedad (Molina *et al*., 2009).

2.3.1.1. Sistema radicular

Es pivotante y profundo (dependiendo de la textura del suelo), con numerosas raíces Adventicias que horizontalmente pueden alcanzar una longitud comprendida entre los 0.5 m y 1 m (Berganza, 2011). Esta familia de plantas posee raíces delgadas que se desarrollan a través de la estructura de suelos de diámetro pequeño. Los rendimientos de los cultivos dependen del nivel de exploración alcanzado por el sistema radicular. (Valentine *et al*., 2012)

2.3.1.2. Tallo principal

A una determinada altura ("cruz"), dos o tres ramas (según la variedad) crecen y continúan bifurcándose hasta el final del ciclo (los tallos secundarios se ramifican después de que hayan brotado varias hojas) (Berganza, 2011). La médula ósea se ubica en un cilindro central y generalmente toma la forma de un tejido esponjoso con grandes espacios intercelulares. La médula ósea generalmente tiene la función de almacenar sustancias de reserva. El tallo crece erguido con crecimiento limitado. Cuando la planta alcanza cierta edad, el tallo se vuelve ligeramente leñoso y se vuelve cilíndrico o prismático y anguloso. Este órgano inicia su ramificación para

después dividirse en dos o tres ramas, las cuales, a su vez, se bifurcan en una determinada longitud, en forma sucesiva, unas cuatro o cinco veces; toda ramificación varía de acuerdo al genotipo (Anguiano, 2010)

2.3.1.3. La hoja

Es completa, lisa y lanceolada, con un ápice muy pronunciado (acuminado) y un pecíolo largo y poco aparente. El haz es liso y suave al de color verde más o menos oscuro (según la variedad) y brillantes. El nervio principal parte de la base de la hoja, como una prolongación del pecíolo, al igual que las nerviaciones secundarias que son pronunciadas y llegan casi al borde de la hoja (Berganza 2011). Las hojas son simples, alternas, en su mayoría ovaladas, lisas y brillantes en todas partes.

2.3.1.4. Las flores

Son solitarias, terminales, pero por la forma de ramificación parecen ser axilares, son flores perfectas, tienen 5 pétalos de color blanco opaco. El pedúnculo de la flor mide más de 1,5 cm de largo y el cáliz es acampanado y ligeramente aserrado, alargado y de unos 2 mm de largo, cubriendo la base del fruto. La corola está dividida en 5-6 partes, de color blanco o verdoso, tiene 5-6 estambres, anteras angulares y el ovario es bilocular, pero a menudo multicelular; cuando se cultiva, el estilo es simple, blanco o morado, y el estigma es gomoso (Anguiano, 2010).

2.3.1.5. El fruto

Es una baya hueca, semi cartilaginosa de color variable (verde, rojo, amarillo, naranja, violeta o blanco); algunas variedades van pasando del verde al anaranjado y al rojo a medida que van madurando. El tamaño es variable, pudiendo pesar pocos gramos hasta más de 500 gramos. Las semillas están en una placenta con forma de cono ubicada en el centro (Berganza, 2011). Tiene forma cónica alargada como un triángulo invertido con punta plana, es grueso y mide unos 7 cm. Los frutos cuelgan hacia abajo. Se cosecha sin madurar o bien, maduro. Su forma es cónica y alargada, angosta en la punta, pero terminando en forma redondeada. Es de color verde oscuro y tiene sabor picante, y al madurar se vuelve rojo y tiene un olor dulce. La pulpa es espesa, brillante y fragante. El picante se encuentra en las semillas y las

venas. El fruto sin madurar se consume en verde, pero cuando se cosecha maduro, se seca para hacer chipotle o bien llevarlo a un proceso de industrialización (Anguiano, 2010)

2.4. Requerimientos del cultivo

2.4.1. Clima y Temperatura

Se requiere una temperatura de 20-30°C para germinar en 9-12 días. Para el crecimiento y la fructificación, el rango de temperatura es de 16 a 32 °C. Lo importante es que la temperatura no disminuya de 18ºC, porque en este caso se detiene el crecimiento de la planta, se desarrolla en una altitud que va de los 40 a 200 msnm. La planta requiere de temperatura y humedad durante su desarrollo, necesita que la temperatura del aire este por encima de 15 °C, porque a temperaturas por debajo de los 13 °C su crecimiento se detiene, la planta aborta botones florales y frutos recién formados, y cuando la temperatura está por debajo de los 10 °C la planta se inactiva por completo (Bozhko, 1979).

La temperatura ideal para el desarrollo óptimo de la planta de chile es de 21 a 30 °C, (Bakker y Uffelen, 1988). Cuando la temperatura es superior a 32 °C y existen baja humedad ambiental esto provoca, la perdida de yemas florales, frutos formados fuera de tiempo y se reduce de manera importante la producción de semillas (Ware y McCollum 1962; Rendón, 1971; Arcos *et al*., 1998).

2.4.2. Suelo

Se requiere de un suelo preparado de unos 30 centímetros de profundidad. La superficie debe estar libre de grumos y piedras que puedan dificultar la aparición y crecimiento de las plántulas, dependiendo de la consistencia del suelo y el cultivo anterior, se sugiere realizar lo siguiente: subsoleo, barbecho, dos a cuatro pasos de rastra, y dejar el suelo bien mullido. Crece bien en una diversidad de tipos de suelo, desde suelos ligeros hasta pesados. Los suelos franco arenosos con buena ventilación, buen drenaje y alta retención de humedad son ideales. Esta planta tiene una tolerancia moderada a la sal, pero prefiere terrenos que no tengan problemas de sal y que tengan una profundidad de al menos 70 centímetros (Casapaico, 2024).

El pimiento es moderadamente tolerante a la acidez del suelo; este cultivo puede tolerar un pH bajo de hasta 5.5 (Martínez, 2005).

2.4.3. PH Potencial Hidrógeno.

En el caso de suelos arcillosos deben tener buen drenaje y estar bien preparados antes de la siembra para evitar acumulación de agua que favorecen la incidencia de enfermedades en la raíz. Esta planta es moderadamente tolerante a la acidez, lo que significa que su PH oscila entre 5,5 y 6,5. Se menciona un PH ideal de 6.3 (Contreras, 1978).

2.4.4. Riego

Los riegos deben realizarse de forma ligera, frecuente y con drenaje para evitar excesos de agua y el desarrollo de enfermedades. Especialmente en época de lluvias, se puede alternar el método de distribución del agua de riego de surcos alternados, lo que ayudará a reducir los daños por la enfermedad marchites o secadera (Báez *et al*., 2015). Los riegos por goteo son más ligeros y constantes de 2 horas, con intervalos de 3 o 4 días, dependiendo los requerimientos del cultivo.

2.4.5. Fertilización

Responde bien a dosis aproximadas a 225 kilogramos por hectárea de Nitrógeno, la cual deberá aplicarse en cuando menos cuatro partes, esto debido al alto riesgo de lavado que tiene el Nitrógeno por tanto riego aplicado. Además, se utilizan 100 kilogramos por hectárea de Fósforo, incorporado al momento de la siembra. La aplicación de fertilizante nitrogenado se aplica en cuatro etapas: la primera, al momento de la siembra o trasplante; la segunda después del aclareo (50 a 65 días después de siembra); la tercera aplicación se realiza antes del inicio de la floración (80 días después de la siembra). y finalmente la cuarta, justo después del primer corte (Báez *et al*., 2015).

2.4.6. Siembra

Cuando se siembra en charolas estas llevan un proceso de desinfección; se sumergen en una tina con una solución de 20 L de cloro comercial y 4 kg de cal (hidróxido de calcio) en 800 L de agua a temperatura ambiente durante 20 minutos para después dejarlas reposar durante 24 horas. Como siguiente paso, se utiliza un sustrato que consiste en una mezcla de diferentes tipos de materiales como Kekilla y

Sunshine Nº 6 en proporción 3:1 y vermiculita que sirve para cubrir las semillas. Se obtiene un mayor porcentaje de germinación al emplear semillas grandes. La plántula de chile producida en charolas de polietileno (o unicel) reduce las pérdidas ocasionadas por organismos dañinos, reduce el uso de agroinsumos y acorta el ciclo de cultivo, así como, las pérdidas por la presencia eventual de vientos, lluvias y otros que se puedan presentar. Este tipo de plántula tiene más ventajas, mayor cantidad de sistema radicular y con cepellón (las raíces con el suelo adherido), hay un mejor control de enfermedades como el “damping off” o ahogamiento que es más difícil de controlar en la plántula producida en semillero o almacigo de piso. El uso de semilla certificada incrementa sensiblemente los costos, pero debe valorarse la importancia de obtener plántulas sanas y bien formadas. En las principales zonas productoras de chile, se ha generalizado el uso de las charolas para producir la plántula bajo el sistema de invernadero; es posible conseguirlas para almacigo que varían en tamaño y número de cavidades, siendo las más comunes las de 200, 178 y 120. Para el cultivo de chile se sugiere la de 200 cavidades, la cual en su parte superior es un cuadro de 3 x 3 cm y tiene la forma piramidal o cónica hacia la parte inferior con una profundidad de 7 cm (Ramírez, 2005; Macías-Rodríguez *et al*. 2013).

La siembra se realiza depositando una semilla por cavidad y una vez realizada se procede a cubrir la semilla con el mismo sustrato; después de ello se da un riego por aspersión para asegurarse de que las semillas goteen lo suficiente como para poder verlas. El riego se realiza hasta saturación y se espera a que escurra el exceso de agua. Las charolas deben estar separadas del piso un mínimo de 30 cm para permitir aireación e impedir que las raíces salgan y hagan contacto con el mismo. La fertilización es vital para la producción de plántulas en charola y las fuentes sugeridas son nitrato de amonio, 18-46-00 (fosfato diamónico) y sulfato de potasio, en dosis de 100, 35 o 90 g en 200 litros de agua. Se debe regar con dicha solución a partir de los 10 a 12 días de la emergencia de la plántula; al inicio, regar con medio o un litro de agua y casi al final, los riegos son de 2.5 a 3.0 L de agua por charola. Valadez, 2001, menciona que el momento más oportuno del trasplante es cuando han transcurrido 60 días o cuando la plántula tenga de 8 a 12 hojas verdaderas, es cuando aparece la primera bifurcación en el tallo. Las plántulas producidas en

almacigo en piso tardan hasta 95 días después de la siembra para estar a punto de trasplante (Macías-Rodríguez *et al*., 2013). Con todo el sustrato contenido en la charola, es necesario trasplantarlas a macetas o al campo; en caso contrario, presentarán marchitamiento por falta de agua y hojas amarillentas que comenzarán a caerse. El hoyo para el trasplante debe ser del tamaño del cepellón que lleva la plántula, teniendo cuidado que no sea mayor, porque se corre el riesgo de que se presenten pudriciones del cuello y tallo; en este estado de desarrollo, es fácil que sean atacadas por hongos (Valadez, 2001).

La semilla de chile completa su madurez fisiológica en un período de reposo que varía de una a seis semanas después de la cosecha del fruto, dependiendo del tipo de chile (Guerrero, 2013).

2.4.7. Fecha de siembra

El período óptimo de siembra para el cultivo de jalapeños es del 15 de junio al 31 de agosto, por lo que el trasplante se realiza a los 30 a 40 días (del 15 de julio al 15 de septiembre). Si la siembra se realiza antes del período especificado, existe el riesgo de humedad excesiva, problemas con enfermedades bacterianas o fúngicas y una alta exposición del cultivo a la radiación, a diferencias de siembras posteriores al periodo recomendado (siembras tardías), existe un riesgo de daños y pérdidas por las enfermedades viral (INIFAP-CIRNE, 2001).

2.4.8. Cosecha.

Se recomienda hacer el primer corte cuando haya cinco a ocho frutos en etapa optima para cosecha por planta. El retraso del primer corte puede avejentar las plantas, y reducir la producción hasta en 20%, dependiendo de la demora. Después los cortes pueden ser a los 18 o 25 días, hasta completar de tres hasta seis cortes esto va depender de los cuidados y condiciones del cultivo, se considera que el fruto este maduro en verde cuando es consistente y brilloso. No se recomienda cosechar cuando hay agua en el follaje o la humedad relativa es muy alta. (Báez *et al*., 2015)

2.5. Insectos presentes en el cultivo de chile

Los insectos fitófagos disminuyen de una forma importante la producción del cultivo de chile al reducir drásticamente la población de plantas también reduce el rendimiento y calidad del producto; existe un gran número de insectos que se alimentan de los órganos vegetales de las plantas de chile, entre los más importantes se encuentran los siguientes: grillo *Achaeta assimilis*, conchilla prieta *Blapstinus* spp., pulga saltona *Epitrix* spp., diabróticas *Diabrotica* spp., minador de la hoja *Liriomiza trifolii*., trips *Frankliniella* spp., pulgón verde *Myzus persicae*, gusanos *Spodoptera* spp., *Heliothis* spp. y *Manduca* spp., mosquita blanca *Bemisia tabaci* y, por último, el picudo del chile *Anthonomus eugenii* el cual, es considerado insecto fitófago más importante asociado a este cultivo en las diversas regiones donde se cultiva (Garza-Urbina, 2001; Bravo-Lozano *et al*., 2006).

2.6. Picudo del chile (*Anthonomus eugenii,* Cano)

2.6.1. Clasificación taxonómica según Escobar 2008**.**

Cuadro 1. Ubicación taxonómica (*Anthonomus eugenii)*

Phylum	Artrópoda
Clase	Insecta
Orden	Coleóptera
Familia	Curculionidae
Género	*Anthonomus*
Especie	*eugenii*

2.6.2. Biología y hábitos

Los gorgojos son insectos de ciclo de vida completa. Es decir, pasan por las etapas de desarrollo de huevo, larva, pupa y adulto. El crecimiento de la larva y desarrollo de la pupa ocurren dentro del fruto (Bautista, 2019). Puede vivir en temperaturas extremas, incluso puede vivir sin alimento durante un periodo de tiempo. Se alimentan de flores provocando que ésta sea abortada por la planta, las hembras ovipositan en la flor, dejando sus huevecillos, para que estos se desarrollen dentro de el a medida que el fruto va desarrollándose (Espinoza, 2022).

Los daños principales de esta plaga lo originan las larvas al vivir y alimentarse dentro del fruto, los que toman una coloración color marrón y tienden a desprenderse de la

planta. Los gorgojos causan dos tipos de daños a los frutos del chile. Tanto adulto como larvas se alimentan del fruto (López Toval, 2004). Los adultos también se alimentan de hojas y brotes tiernos dejando orificios redondos llamados tiros de munición. El picudo hembra logra ovipositar de 200 a 300 huevos en un lapso de 30 días y estos eclosionan entre tres a cinco días de acuerdo de la temperatura (Jiménez, 2014). La larva barrena el fruto alimentándose de semillas y tejidos interno de la placenta por alrededor de 10 días, en esta etapa es cuando más daño causa. La larva entra al estado de pupa realizando una cavidad ovalada dentro del fruto hasta formar una celda (figura 1). El periodo de pupa o latencia dura entre tres a cinco días (cuadro 2). (Garza, 2001).

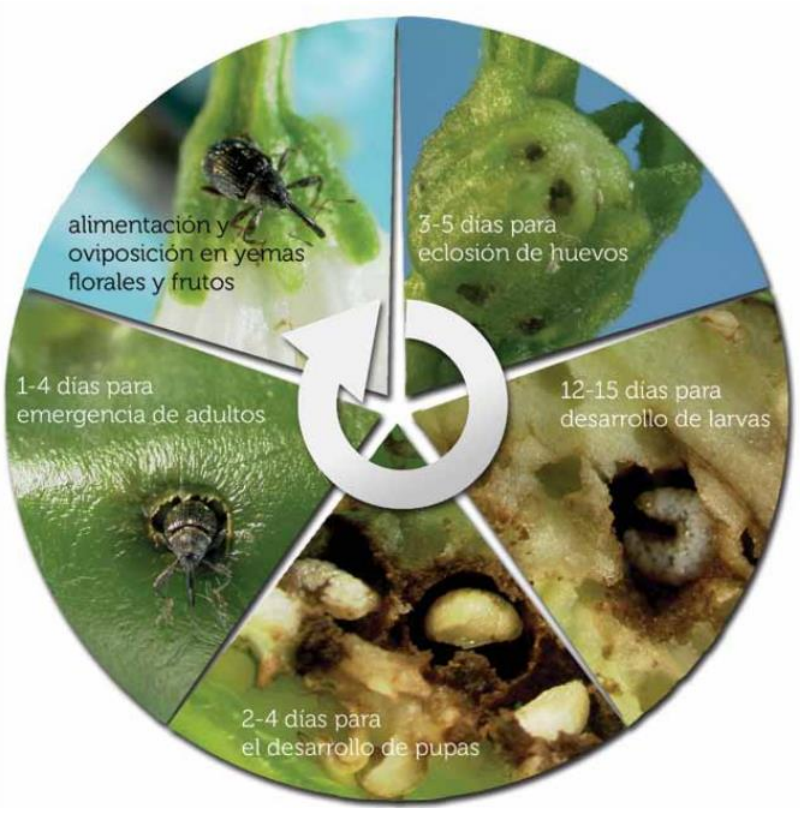


Figura 1. ciclo de vida del picudo de chile (Rodríguez *et al*., 2012)

Cuadro 2. Longevidad del picudo en condiciones controladas

Longevidad de Adultos (días)	Condiciones	Referencias
78.8	Laboratorio	Elmore et tal., 1934
90.0	Laboratorio	Goof y Wilson 1937
31.7	22-77 °C y 60-70% HR	Gordon y Armstrong 1990
64.5	25 +/- 2 °C	Rodríguez-Leyva 2006

Elaboración propia a partir de (Rodríguez *et al*., 2012)

2.7. Minador de la hoja (*Liriomyza trifolii*, Burgess, 1880)

2.7.1. Clasificación taxonómica según (EPPO, 2021c)

Cuadro 3. Ubicación taxonómica (*Liriomyza trifolii*)

Phylum	Arthropoda
Clase	insecta
Orden	Diptera
Familia	Agromyzidae
Género	*Liriomyza*
Especie	*trifolii*

2.7.2. Biología y hábitos

El total de Agromyzidae tienen actividades fitófagas, las larvas del género *Liriomyza* efectúan minas en las hojas de las plantas hospedantes (Torres, *et al*., 2015). Su daño radica en las galerías que la larva realiza en las hojas y puede provocar defoliaciones completas si no se controla a tiempo. Cuando las plantas de pimiento pierden sus hojas, la luz del sol aumenta y los rendimientos disminuyen.

El adulto es un díptero amarillo con manchas negras en el dorso, ovipositan los huevecillos y eclosionan al poco tiempo y comienzan a alimentarse. Realizan galerías circulares irregulares y estas se tornan oscuras, inician en un punto y la larva continúa alimentándose haciendo un círculo más grande con un radio de 1 a 2 cm. (Palacios-Torres, *et al*. 2008).

2.7.3. Daño

El minador causa el 50% de daño directo en las plantas de chile (García, *et al*. 2019). Cuando se hace un uso irracional de insecticidas provocamos una disminución de la fauna benéfica, lo que provoca que se presente mayor daño por esa plaga, además su control se ha complicado por la resistencia que ha desarrollado (Garza, 2001 B)

En cuanto se realiza el trasplante las hembras ponen sus huevos en las hojas formando galerías, que al final pupan en la base del tallo.

2.8. Mosca blanca (*Bemisia tabaci* Gennadius, 1889)

2.8.1. clasificación taxonómica

Naranjo (2020) manifiesta la sigueinte clasificación taxonómica.

Cuadro 4. Ubicación taxonómica *Bemisia tabaci*

Phylum	Arthropoda
Clase	insecta
Orden	Hemiptera
Familia	Aleyrodidae
Género	*Bemisia*
Especie	*Tabaci*

2.8.2. Biología y hábitos

La mosquita blanca ha incrementado en los últimos años su presencia, no es necesario altas poblaciones para transmitir una enfermedad (Hernández, 1972). Los adultos miden 1.5 mm, cuerpo color amarillo pálido y alas color blancas, los podemos encontrar por el envés de las hojas y cuando se les molesta vuelan rápidamente (Pacheco, 1985). Los huevecillos requieren de 17 a 21 días y son de color verde pálido recién ovipositados y cambian a color oscuro, este insecto pasa por cuatro instares ninfales, ya que las ninfas inician su alimentación pasan por dos instares más, en el tercer instar parecen escamas, en tanto el ultimo instar entra en latencia o pupa (Byrne y Bellows, 1991).

2.8.3. Daño.

El daño principal lo ocasiona el adulto al succionar la sabia de las hojas, propiciando su muerte, transmitiendo enfermedades virales, esto es ocasionado por las ninfas y adultos provocando manchas cloróticas hasta causar la muerte de la planta afectada, la mosca blanca excreta melaza en las hojas donde se desarrolla un hongo llamado fumagina que minimiza la producción de fotosíntesis (Murrieta, 2023)

2.9. Pulgón verde (*Myzus persicae* Sulzer, 1776)

2.9.1. Clasificación taxonómica, Según Duarte *et al*. (2020).

Cuadro 5. Taxonomía de *Myzus persicae*

Phylum	Arthropoda
Clase	insecta
Orden	Hemiptera
Familia	Aphididae
Género	*Myzus*
Especie	*M. persicae*, Sulzer 1776

2.9.2. Biología y hábitos.

Los pulgones se distribuyen en zonas templadas y se han encontrado alrededor de 3,500 especies, de las cuales 500 se consideran plaga de cultivos (Lorenzo, 2020).

M. persicae, se propaga con facilidad, por la acción del hombre, a través del viento, llegando a largas distancias, es una especie invasora grave en fruticultura, por los daños directos que causa y por su capacidad de transmitir virus (Duarte *et al*., 2020).

su ciclo comprende 4 instares ninfales y en estado adulto puede ser alado o áptero, los adultos alados emigran a hospederos secundarios (Van Enden *et al.,* 2020).

2.9.3. Daño

Ninfas y adultos se alimentan del follaje, prefiriendo brotes tiernos, extrayendo la savia elaborada (Yánez, 2020). Al absorber la savia provoca que la planta se debilite y presente un amarillamiento por lo tanto un retraso en el crecimiento, al momento de alimentarse inyectan toxinas, las cuales distorsionan las hojas, originando un enchinamiento del follaje (Jiménez, 2020).

2.10. Araña roja (*Tetranychus urticae* Koch)

2.10.1. Clasificación taxonómica, Según Argolo (2012)

Cuadro 6. Taxonomía *Tetranychus urticae* Koch

Phylum	Arthropoda
Clase	Arachnida
Orden	Prostigmata
Familia	Tetranychidae
Género	*Tetranychus*
Especie	*Urticae* Koch.

2.10.2. Biología y hábitos.

Se desarrolla entre temperaturas que oscilan los 30 y 32 °c. la hembra requiere entre tres y cinco días para la incubación de sus huevos, por lo tanto, necesita de 8 a 12 días para completar su ciclo de vida (Rajakumar *et al*., 2005; Reséndiz y Olivas, 2018)

Es un acaro fitófago de ciclo de vida corto, con una capacidad rápida para trasladarse de un lugar a otro, su tamaño oscila de los 0.4 mm y 0.6 mm, y la hembra en estado adulto tiene un aspecto globoso. El macho es más pequeño y tiene forma de pera. Su color o apariencia puede variar según su alimentación, temperatura y estado de desarrollo (Argolo, 2012). Este acaro coloniza hojas tiernas y en ocasiones se distribuye en toda la planta, donde deja cepas de seda, creado un microambiente donde se protegen de la deshidratación y de los depredadores (Núñez *et al* 1996). El ciclo de vida de la araña roja son cinco etapas de desarrollo: huevo, larva, protoninfa, deutoninfa y adulto.

2.10.3. Daño

Con ayuda de su estilete rompe la superficie de las hojas y destruye el mesófilo, mermando la transpiración, la fotosíntesis (De Angelis *et al*., 1983), de igual forma reduce el crecimiento de la planta y desarrollo el fruto pudiendo ocasionar altas defoliaciones cuando se presenta mucha infestación (Felipe, 2003). Los daños los ocasionan los adultos y ninfas a través de sus picaduras succionando la savia, y el tejido afectado toma un color amarillento y después se torna color marrón.

2.11. Gusano Soldado (*Spodoptera exigua* Hübner)

2.11.1. Clasificación taxonómica según (Urretabizkaya *et al*., 2010)

Cuadro 7. Taxonomía *Spodoptera exigua* Hübner

Phylum	Arthropoda
Clase	Insecta
Orden	Lepidoptera
Familia	Noctuidae
Género	*Spodoptera*
Especie	*exigua*

2.11.2. Biología y hábitos.

Es una polilla de actividad nocturna, las alas son de color gris-marrón con tonos marrón oscuros, las alas delanteras tienen una marca en forma de riñón y de color amarillo, las traseras son blancas y tienen una venación marrón bien definida. La hembra pone sus huevos en grupos, y encima los protege con una seda blanca y algodonosa con escamas de la propia hembra. La postura de huevecillos comienza entre 5 y 6 días después de la emergencia (Farahani *et al*., 2012). Colocan sus huevos en la parte inferior de la planta por el envés de la hoja, colocándolos en masa de 50 a 150 huevecillos, llegando a ovipositar de 300 a 600 huevos durante su vida. (Capinera, 2014).

2.11.3. Daño.

Existe la probabilidad que para que se observe daños de las larvas estas ya tienen una semana alimentándose. En estadios juveniles consumen poco, en tanto que en el quinto y sexto estadio las orugas consumen grandes cantidades de hojas (Loftin, *et al*., 2022). En el primer instar se alimentan por debajo de una telaraña por el envés de las hojas, el siguiente realiza perforaciones irregulares en las hojas, llegando a alimentarse de los frutos hasta el tercer o cuarto instar, una vez que larva va a pupar esta se deja caer al suelo, ahí completa su ciclo para emerger como adulto. (Garza, 2002). Ocasiona daño en el fruto por medio de unos mordiscos superficiales que se secan al madurar, en ocasionas las larvas pequeñas penetran al fruto y ocasión lesiones similares a la que causa el gusano del fruto (King y Saunders, 1984).

En estado larval causan grandes defoliaciones; en fruto y tejidos tiernos, mostrando agujeros que afectan el cultivo ocasionando grandes pérdidas (Jiménez y Rodríguez, 2014).

2.12. Acaro Blanco (*Polyphagotarsonemus latus* Banks, 1909)

2.12.1. Clasificación taxonómica de acuerdo a Doreste, (1988)

Cuadro 8. Taxonomía de *Polyphagotarsonemus latus*

Phylum	Arthropoda
Clase	Insecta
Orden	Acarina
Familia	Tarsonemidae
Género	*Polyphagotarsonemus*
Especie	*latus* Banks

2.12.2. biología y hábitos

Se localizan en regiones tropicales, con clima templado, provocan daños severos, su ciclo de vida es de metamorfosis completa con cuatro estadios: huevo, larva, pupa (ninfa quiescente) y adulto. El huevo es translucidos ovalados, miden 0.08 mm aproximadamente de largos, presentan 5 o 6 hileras de protuberancias conocidas como tubérculos. (Jiménez, 2023). Las larvas miden alrededor de 0.1 mm de longitud,

presentan tres pares de patas; recién emergidas son translucidas y después cambian a un color blanco debido a diminutas aristas de este color que tienen en la cutícula. La pupa o falsa pupa es color claro, en sus extremos forma de punta, ambos sexos son similares, se diferencian por cuatro pares de patas grandes y gruesas para los machos y lo contrario para las hembras (Jiménez, 2023). Los adultos tienen forma oval, la parte frontal ligeramente más amplios, son microscópicos, las hembras miden de 0.15 a 0.2 mm de longitud y machos ligeramente más anchos. Los ácaros hembras pueden poner 50 huevecillos sobre el tejido foliar (Serrano *et al*., 2011). Los machos favorecen la dispersión de su población, transportando las pupas hembras a las hojas tiernas, en cuanto las hembras emergen los machos la copulan, su rango

de vida es de 5 a 13 días, en condiciones de laboratorio duran de 5 a 8 días (Brown y Jones, 1983).

2.12.3. Daño.

Los daños causados son similares a los de los causados por los virus, malformación de la hoja, los ácaros prefieren tejidos foliares jóvenes y en desarrollo, como yemas apicales y florales, se cree que al momento de succionar el contenido las células vegetales, estos segregan una sustancia que impide el crecimiento local del tejido. Los ácaros se alimentan de la base de la hoja muy cerca del peciolo, esto ocasiona que las hojas se pongan color marrón se enrollen. Un síntoma típico es la aparición del color marrón oscuro en la base de las hojas tiernas. En caso de una infestación moderada se observan puntos hundidos color marrón o rayas que forman una red fina sobre las hojas. Cuando la infestación es fuerte esta red se vuelve densa donde ya no se puede apreciar tejido verde (Koppert, 2022).

III. HIPÓTESIS

Existen al menos cinco órdenes de insectos, con especies asociadas al cultivo de chile en el norte de Sinaloa.

IV. OBJETIVOS

4.1 Objetivo general

Determinar la entomofauna asociada al cultivo de chile en el norte de Sinaloa.

4.2. Objetivos específicos

1. Identificar la diversidad y abundancia de insectos plagas y enemigos naturales que se presentan en el cultivo de chile.

2. Estimar la relación de las poblaciones presentadas con el factor climático.

V. MATERIALES Y MÉTODO

5.1. Localización geográfica del estudio.

El estudio se realizó en la zona norte del estado de Sinaloa, en el municipio de Ahome en la localidad de Juan José Ríos, denominado lote 1 (25º 45´ 20´´ Lat. N; 108º 50´ 20´´ Long. O; 8 msnm), (figura 2) y el otro en el municipio de Guasave en la localidad de Bachoco denominado lote 2 (25° 42’ 15’ N y 108° 50’ 12’ O), con una temperatura media anual de 24.7 °C siendo la temporada más calurosa de junio a septiembre, con una precipitación pluvial promedio anual de 414 milímetros, siendo los meses más lluviosos de julio a septiembre. Las actividades se llevaron a cabo durante los meses de octubre de 2021 a abril de 2022.

En el lote 1 o experimental se elaboraron 12 camas de 18 metros de largo en cada cama se trasplantó con una densidad de 4 plantas por metro lineal, que equivalen a 70 plantas por cama, con un total aproximado de 840 planta. La semilla utilizada para obtener la plántula, fue de la variedad seminis 07.

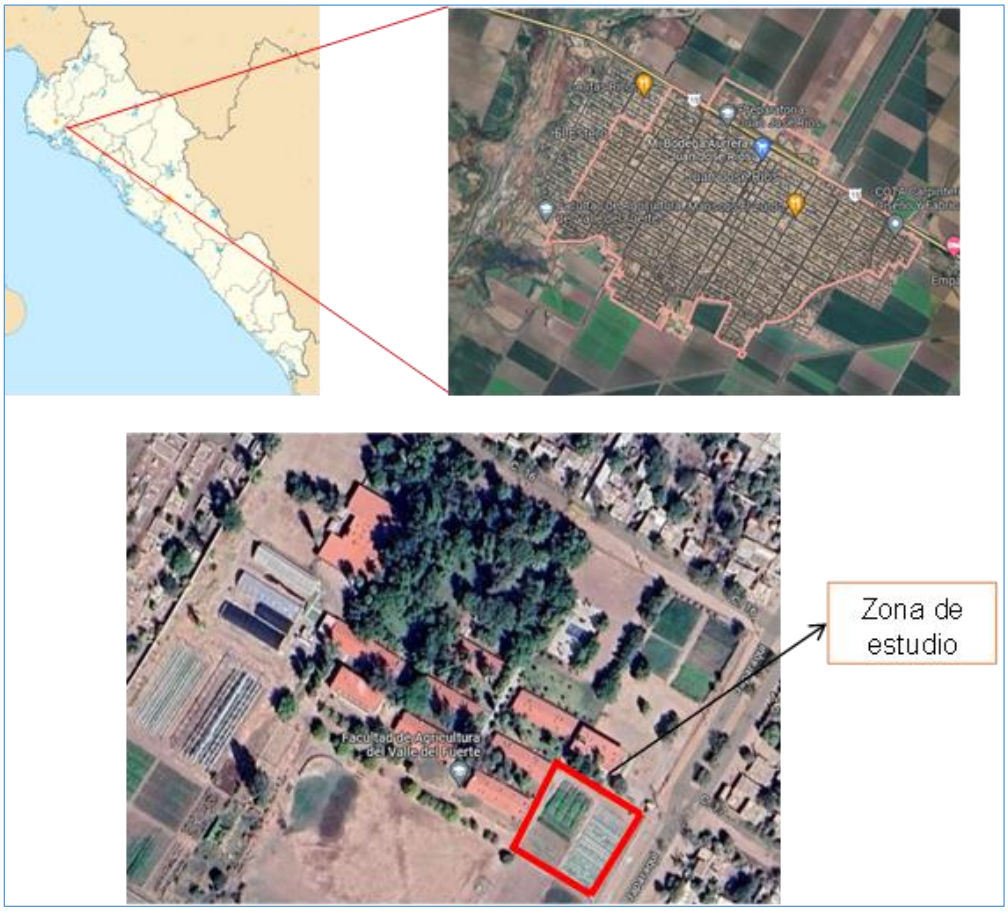


Figura 2. Ubicación del área de estudio

5.2. El clima

Se tomo en cuenta las temperaturas del año 2022 (figura 3)

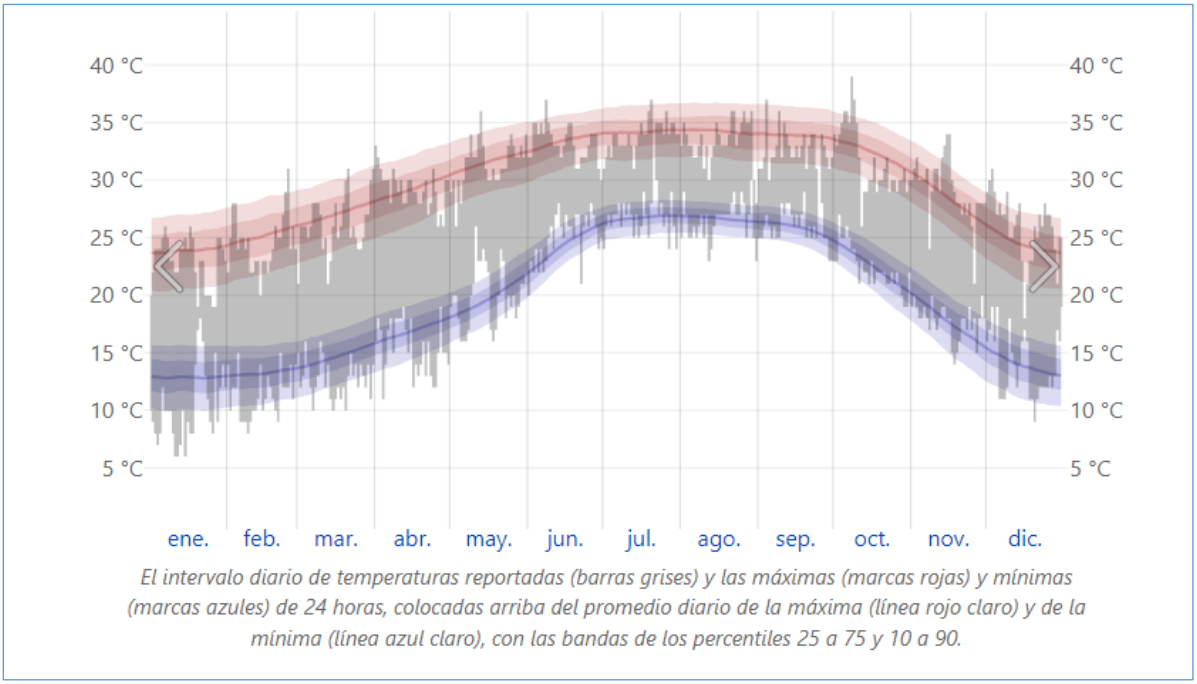


Figura 3. Temperaturas 2021-2022 tomada de https://es.weatherspark.com/

Con un termómetro digital (figura 6) se llevó a cabo una secuencia de temperatura y humedad relativas por cada muestreo realizado (Figura 4 y 5)

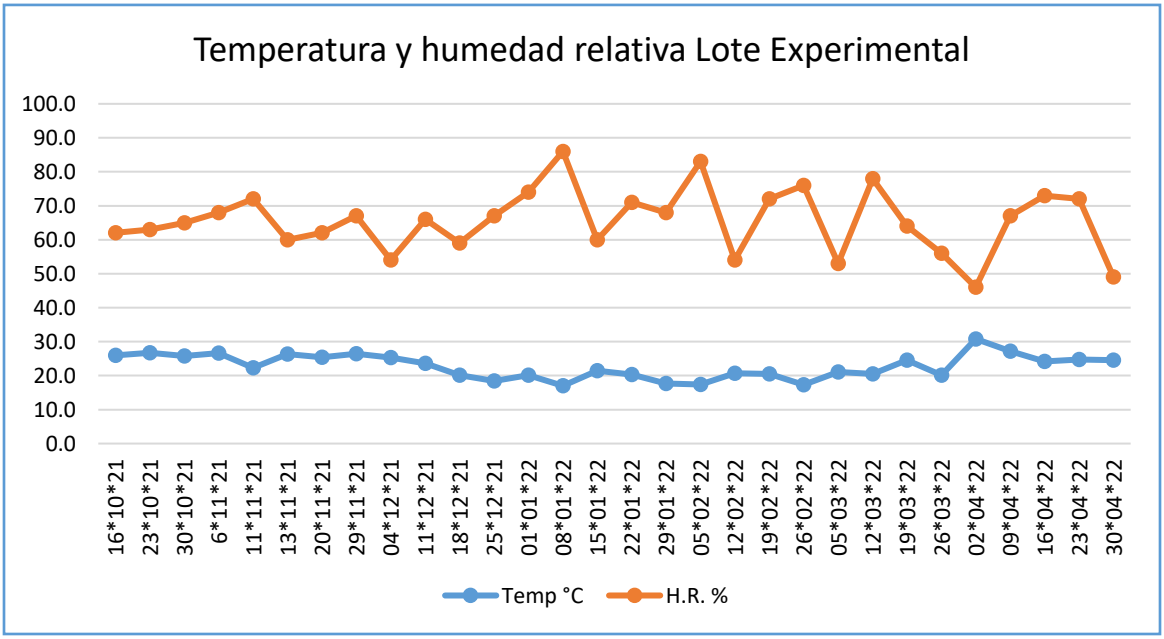


Figura 4. temperatura y humedad relativa lote experimental

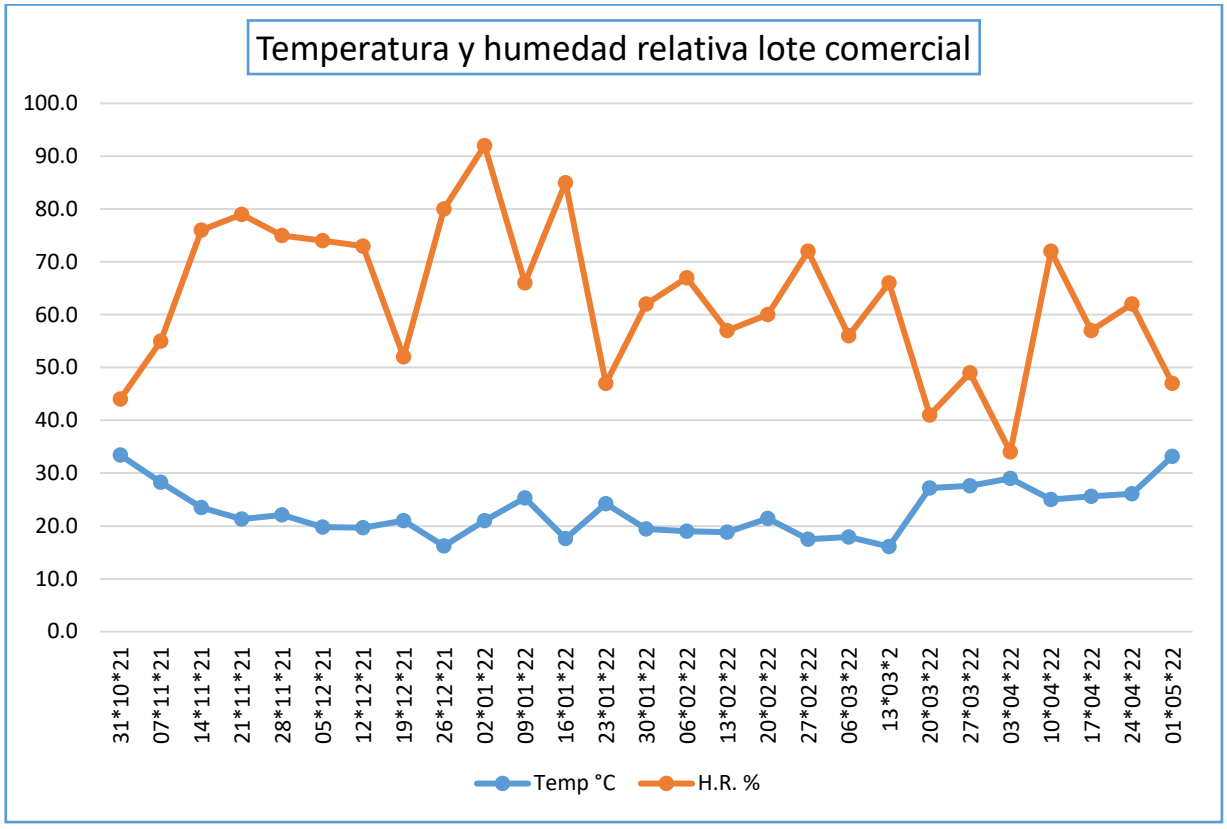


Figura 5. temperatura y humedad relativa lote comercial

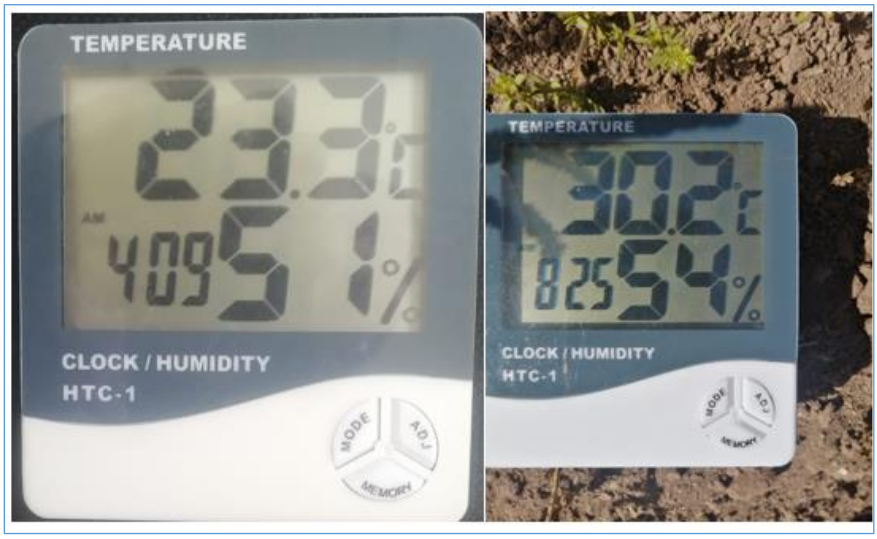


Figura 6. Termómetro digital (TEM. y H.R.)

5.3. Recolección de las muestras.

Las colectas se realizaron en campo durante el periodo comprendido del 16 de octubre de 2021 al 30 de abril de 2022. Se seleccionó un lote en el municipio de Ahome al que identificaremos como **Lote 1** (parcela experimental) y otro en Bachoco municipio de Guasave, al que llamaremos **Lote 2** (parcela comercial), a partir de la primera quincena del mes de octubre se iniciaron los muestreos con intervalos de 8 días, en total se realizaron 24 muestreos (figura 7).

Se utilizó el método de muestreo cinco de oros para tener una representación generalizada de la superficie objeto de estudio con el propósito de abarcar la totalidad del lote y que todas las unidades o elementos tuvieran la misma probabilidad de ser incluidos (figura 9), para que haya uniformidad de los datos obtenidos. Utilizamos el método de muestreo visual Directo (Laborda, 2014). Delimitamos los órganos a observar, como lo son las hojas, flores, frutos y tallos, cuando las condiciones lo permitieron, el conteo directo lo realizamos en campo y también en laboratorio (figura 8). En cada punto del método cinco de oro se tomaron 10 plantas dando un total de 50 plantas muestreadas por cada fecha de muestreo y se realizaron 24 muestreos dando un total de 1200 plantas revisadas.

Figura 7. muestreo visual directo

Figura 8. Área de monitoreo de la planta.

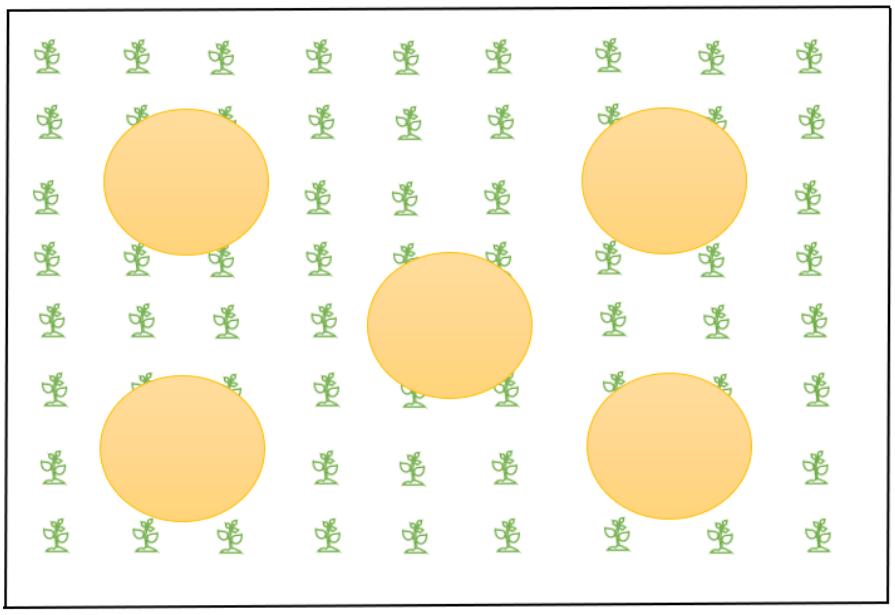


Figura 9. Monitoreo en cinco de oros

Figura 10. Aspirador artesanal

Se realizaron colectas directas de todos los insectos localizados en el cultivo a través de los muestreos realizados con apoyo de un aspirador artificial (figura 10). Las larvas de diversas especies se hirvieron en agua, de la siguiente manera, se calentó agua a punto de ebullición, enseguida se le apagó la flama, y de manera inmediata se colocaban las larvas en el agua caliente por un lapso de 45 a 60 segundos, después se colocaron en alcohol al 70%, para su conservación y posterior identificación, otras se confinaron en estado de pupa para determinar si en algunas de ellas existía parasitismo natural y en el caso de algunos adultos se sacrificaron y se conservaron en montaje (figura 11)

Figura 11. Agua hirviendo para conservar larvas

Para el caso de insectos voladores, se utilizó un aspirador artesanal portátil para succionar los especímenes. Para lepidópteros, una vez que monitoreamos, las larvas colectadas se colocaron en bolsas ziploc con alimento y se trasladaron al laboratorio de Entomología de la Facultad de Agricultura del Valle del Fuerte, cada muestra se colocó en vasos de plástico transparentes de 4.5 cm de altura con perforaciones en la tapa o cubierta con un trozo de tela de polipropileno, a cada muestra se le coloco un algodón húmedo en su interior, para evitar que las muestras biológicas se deshidrataran. Cuando emergieron los adultos esperamos un tiempo considerable con el fin de que desarrollaran las características propias de la especie y se sacrificaron en cámaras letales para su conservación.

5.4. Manejo de la colecta en laboratorio

Todos los especímenes colectados fueron llevados al laboratorio de entomología de la Facultad de Agricultura del Valle del Fuerte. Los estadios inmaduros (larvas, ninfas o pupas) se les alimentaba o confinaron hasta completar su ciclo y convertirse en

adultos, algunos especímenes se hirvieron para mantenerlas en alcohol al 70%, mientras que algunos adultos de pulgones se contabilizaban en campo y solo se trasladaba una muestra al laboratorio, de igual forma se procedió con el picudo o barrenillo de chile.

5.5. Selección de índices entomológicos

Para el análisis, de los datos se seleccionaron los índices más apropiados para el objetivo, es decir los que si cumplen con los requisitos de ser cuantificables, comparables, representativos y predecibles.

5.5.1. Cálculo de la diversidad relativa de los órdenes

Para la obtención de este índice de diversidad de órdenes se precisa conocer tanto el número de orden (ni) como el número total de géneros dentro del lote (N).

Para obtener el número total de géneros (N) se realizó la sumatoria de todos los géneros de los órdenes pertenecientes a un mismo bloque. Procediendo de la misma manera para los 3 bloques. A través de siguiente fórmula se conoció la diversidad de los órdenes dentro de cada bloque con esta fórmula se calculó la diversidad de todos los órdenes con sus valores correspondientes.

Índice de diversidad:

$$divR = (ni/N) \times 100$$

Donde:

divR = Diversidad relativa de los órdenes

ni = Número de especies de géneros

N = Sumatoria de todos los géneros de la colecta

La diversidad de los órdenes expresa la relación porcentual entre el número de órdenes de un determinado género y el número de todas las especies de la colecta.

Obteniendo de esta forma un porcentaje de diversidad para cada género respecto al 100% de cada bloque, realizando la misma operación para los tres bloques.

5.5.2. Cálculo del índice de dominancia de Simpson

Para determinar el índice de dominancia se utilizó el índice de (Simpson), basándose en el principio de riqueza y abundancia con la siguiente formula:

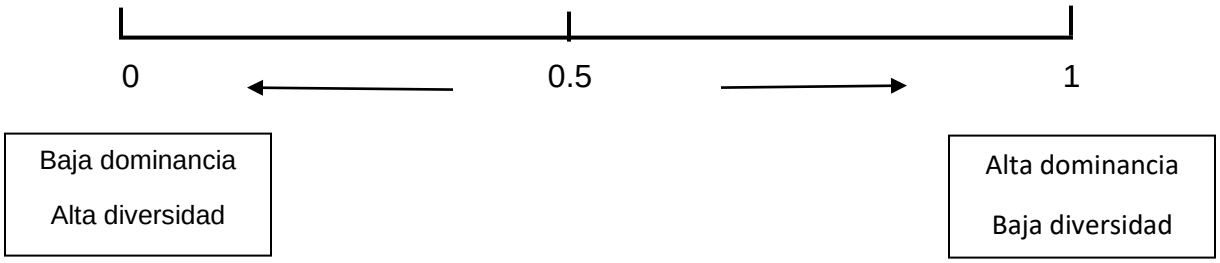
^ = 1 – ∑ [pi]^2 $$I.D.S. = 1 - \sum \left(\frac{n}{N}\right)^2$$

Donde:

^ = Dominancia

pi = es la proporción del número de individuos de la especie (i) con respecto (N)

Obteniendo pi de la división del número de individuos de una especie con la sumatoria del número total de individuos de todas las especies; realizando la operación para cada una de ellas. Primero se obtiene el grado de dominancia de cada una de las especies, dentro de cada bloque y en segundo lugar se obtiene el grado de dominancia de las especies para el total del área. (Simpson 1949)



5.5.3. Cálculo del índice de diversidad de especies Shannon-Wiener

Para estimar el índice de diversidad de especies empleamos la fórmula de Shannon-Wiener la que a continuación se describe:

$H = -\sum$ pi * ln (pi)

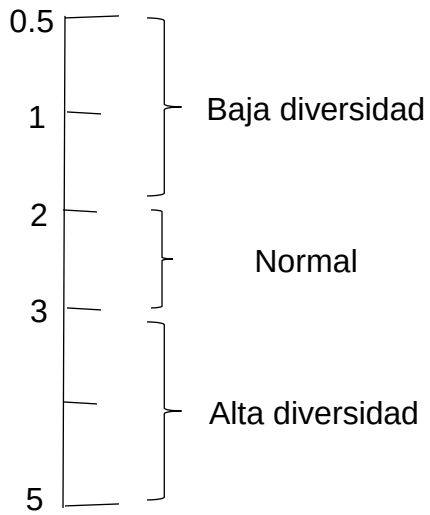
Donde:

H = Diversidad de especies

Pi = es la proporción del número de individuos de la especie (i) con respecto (N)

Obteniendo pi de la división del número de individuos de una especie con la sumatoria del número total de individuos de todas las especies; realizando la operación para cada una de ellas. (Shannon-Wiener 1948)

ln (pi) = logaritmo natural de (pi).



5.5.4. Determinación de especímenes

La identificación se realizó utilizando las claves y esquemas de los genitales del macho publicados por Spencer y Steyskal (1986) para Agromyzadae. Los especímenes adultos de parasitoides se identificaron usando las claves de Wharton (1997), La Salle y Parella (1991) y Hansson (1994). Mientras que para determinar los especímenes de coccinellidae se utilizaron las claves y esquemas de la genitalia del macho de Gordon (1985). Así en cada grupo de insectos, se trabajó con la literatura publicada para determinar a género y en algunos casos a especie.

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1. Hallazgos y colecta

El lote experimental produjo una gran cantidad de especímenes que representan nueve órdenes de Hexapoda, con un mayor número de Coleoptera que los órdenes restantes (cuadro 9)

Cuadro 9. insectos capturados en lote experimental

LOTE EXPERIMENTAL				
ORDEN/ESPECIE DE INSECTO	TIPOS DE CHILE			ACTIVIDAD
	J	S	A	
COLEOPTERA				
Hippodamia convergens Guerin-Meneville, 1842	6	8	4	Depredador
Anthonomus eugenii Cano	425	689	250	Fitofago
Collops quadrimaculatus Fabricius, 1798	4	6	3	Depredador
Cycloneda sanguinea Linnaesus, 1763	7	5	9	Depredador
Olla v-nigrum Guerin-Meneville, 1842	6	20	7	Depredador
Diabrotica balteata Leconte, 1865	2	5	3	Fitofago
Scymnus sp. Kugelann, 1794	4	3	2	Depredador
Acalymma vittatum Fabricius, 1775	7	4	5	Fitofago
Plagiometriona clavata Fabricius, 1798	4	5	3	Fitofago
Collops vittattus Say, 1823	2	3	1	Depredador
	467	**748**	**287**	
LEPIDOPTERA				
Estigmene acrea Drury,1773	6	5	7	Fitofago
Spoladea recurvalis	3	4	3	Fitofago
Spodoptera exigua Hubbner, 1808	2	3	1	Fitofago
Helicoverpa zea Boddie, 1850	1	2	0	Fitofago
Manduca quinquemaculata Haworth, 1803	8	10	6	Fitofago
Platynota sp. Walker, 1863	12	14	11	Fitofago
	32	**38**	**28**	
HEMIPTERA				
Zelus longipes L.1767	12	18	15	Depredador
Zelus exsanguis Stal, 1862	10	13	8	Depredador
Nezara viridula Linnaeus, 1758	4	3	3	Fitofago
Nabis sp. Latreille, 1802	2	4	1	Depredador
Bragada hilaris Burgess, 1880	1	2	1	Fitofago
Orius insidiosus Say, 1832	25	30	33	Depredador
Planococcus sp.	2	1	2	Fitofago
Batericera cockerelli Sulc, 1909	3	5	1	Fitofago
Nysius sp. Dallas, 1852	0	2	0	Fitofago
Myzus persicae Sulzer, 1776	156	214	75	Fitofago
Empoasca fabae Latreille, 1802	4	5	3	Fitofago

	219	**297**	**142**	
HYMENOPTERA				
Aphys mellifera Linnaeus, 1758	3	6	2	Polinizador
Aphidius colemani Dalman, 1820	1	6	1	Parasitoide
Tamarixia triozae Burks, 1943	3	8	2	Parasitoide
Catolaccus hunteri Dalman, 1820	0	1	0	Parasitoide
Opius dissitus Muesebeck, 1963	10	12	8	Parasitoide
Lysiphlebus testaceipes (Cresson, 1880)	20	30	22	Parasitoides
Neochrysocharis sp. Kurdjumov , 1912	9	14	12	Parasitoide
Closterocerus cinctipennis Ashmead, 1888	15	20	17	Parasitoide
	54	**76**	**59**	
DIPTERA				
Liriomyza trifolli Burgess, 1880	35	69	30	Fitofago
Allograpta oblicua (Say, 1823)	8	7	9	Depredador
	43	**76**	**39**	
MANTODEA				
Mantis religiosa Linaeus, 1758	1	3	1	Depredador
	1	**3**	**1**	
NEUROPTERA				
Chrysoperla carnea Stephens, 1836	3	3	1	Depredador
Micromus subanticus Walker, 1893	**3**	**4**	**2**	Depredador
	6	**7**	**3**	
THYSANOPTERA				
Frankliniella occidentalis Pergande, 1895	65	85	70	Fitofago
	65	**85**	**70**	
Total de insectos	**885**	**1330**	**629**	

Simbología: J=jalapeño, S=serrano y Anaheim

El cultivo que presento mayor incidencia de insectos por área total de colecta fue el serrano seguido de jalapeño y anaheim con 2089, 1401 y 1092.

El cultivo de chile que presento mayor presencia de insectos en el lote experimental fue el serrano, seguido de jalapeño y Anaheim con 885, 1330 y 629 insectos respectivamente (figura 13)

Se obtuvo una diversidad de especímenes en el lote comercial, los cuales corresponden a 10 órdenes de la clase Hexápoda, donde Coleóptera, también presento mayor presencia sobre el resto de los demás órdenes (cuadro 10).

Cuadro 10. insectos capturados en lote comercial

LOTE COMERCIAL				
ORDEN/ESPECIE DE INSECTO	**TIPOS DE CHILE**			**ACTIVIDAD**
	J	**S**	**A**	
COLEOPTERA				
Hippodamia convergens Guerin-Meneville, 1842	7	18	8	Depredador
Anthonomus eugenii Cano	185	277	160	Fitofago
Diabrotica balteata Leconte, 1865	3	8	5	Fitofago
Cycloneda sanguinea Linnaesus, 1763	3	7	2	Depredador
Olla v-nigrum Guerin-Meneville, 1842	1	1	1	Depredador
Acalymma vittatum Fabricius, 1775	3	7	4	Fitofago
Scymnus sp. Kugelann, 1794	1	0	1	Depredador
Collops vittattus Say, 1823	4	4	3	Depredador
Plagiometriona clavata Fabricius, 1798	3	6	2	Fitofago
	210	**328**	**186**	
LEPIDOPTERA				
Estigmene acrea Drury,1773	3	0	2	Fitofago
Spoladea recurvalis (Fabricius, 1775)	0	1	0	Fitofago
Spodoptera exigua Hubbner, 1808	21	55	19	Fitofago
Helicoverpa zea Boddie, 1850	1	3	1	Fitofago
Manduca quinquemaculata Haworth, 1803	7	13	9	Fitofago
Platynota sp. Walker, 1863	10	16	12	Fitofago
	42	**88**	**43**	
HEMIPTERA				
Zelus longipes L.1767	14	16	12	Depredador
Zelus exsanguis Stal, 1862	8	12	6	Depredador
Nezara viridula Linnaeus, 1758	1	1	1	Fitofago
Nabis sp. Latreille, 1802	1	0	0	Depredador
Bragada hilaris Burgess, 1880	0	0	1	Fitofago
Orius insidiosus Say, 1832	3	0	1	Depredador
Planococcus sp.	2	0	2	Fitofago
Bactericera cockerelli Sulc, 1909	3	0	1	Fitofago
Nysius sp. Dallas, 1852	1	0	1	Fitofago
Myzus persicae Sulzer, 1776	7	6	4	Fitofago
Trialeurodes vaporariorum Westwood, 1856	4	4	4	Fitofago
	44	**54**	**33**	
HYMENOPTERA				

Aphys mellifera Linnaeus, 1758	0	0	0	Polinizador
Aphidius colemani Dalman, 1820	2	0	1	Parasitoide
Tamarixia sp. Burks, 1943	1	1	0	Parasitoide
Catolaccus hunteri Dalman, 1820	0	0	0	Parasitoide
Trichogramma sp.	0	2	0	Parasitoide
Opius dissitus Muesebeck, 1963	9	15	7	Parasitoide
Lysiphlebus testaceipes (Cresson, 1880)	15	25	9	Parasitoides
Neochrysocharis sp. Kurdjumov , 1912	8	16	13	Parasitoide
Closterocerus cinctipennis Ashmead, 1888	13	23	10	Parasitoide
Opius dissitus Muesebeck, 1963	7	14	9	Parasitoide
	52	**93**	**48**	
DIPTERA				
Liriomyza trifolli Burgess, 1880	85	92	73	Fitofago
Allograpta oblicua (Say, 1823)	8	10	6	Depredador
	93	**102**	**79**	
MANTODEA				
Mantis religiosa Linaeus, 1758	1	0	0	Depredador
	1	**0**	**0**	
NEUROPTERA				
Chrysoperla carnea Stephens, 1836	2	3	2	Depredador
Micromus subanticus Walker, 1893	3	5	2	Depredador
	5	**8**	**4**	
THYSANOPTERA				
Frankliniella occidentalis Pergande, 1895	55	73	60	Fitofago
	55	**73**	**60**	
TROMBIDIFORMES				
Pollyphagotarsonemus latus (Banks) 1904	13	22	9	Fitofago
	13	**22**	**9**	
PROSTIGMATA				
Tetranychus urticae Koch, *1836*	0	4	0	Fitofago
	0	**4**	**0**	
	515	**757**	**462**	

Simbología: J=jalapeño, S=serrano y Anaheim

Para el lote comercial el tipo de chile que presento mayor presencia de insectos fue el serrano, seguido de jalapeño y Anaheim con 515, 757 y 462 insectos respectivamente (cuadro 11). Los órdenes de insectos con más especímenes colectados fueron: Coleóptera, Hemíptera y Díptera. En coleóptera y Hemiptera se observó un 19.04% y 23.80% de insectos fitófagos y un 50% y 33.33% de insectos depredadores. Dentro de orden Himenóptera se colecto un 87.5% de parasitoides (figura 12).

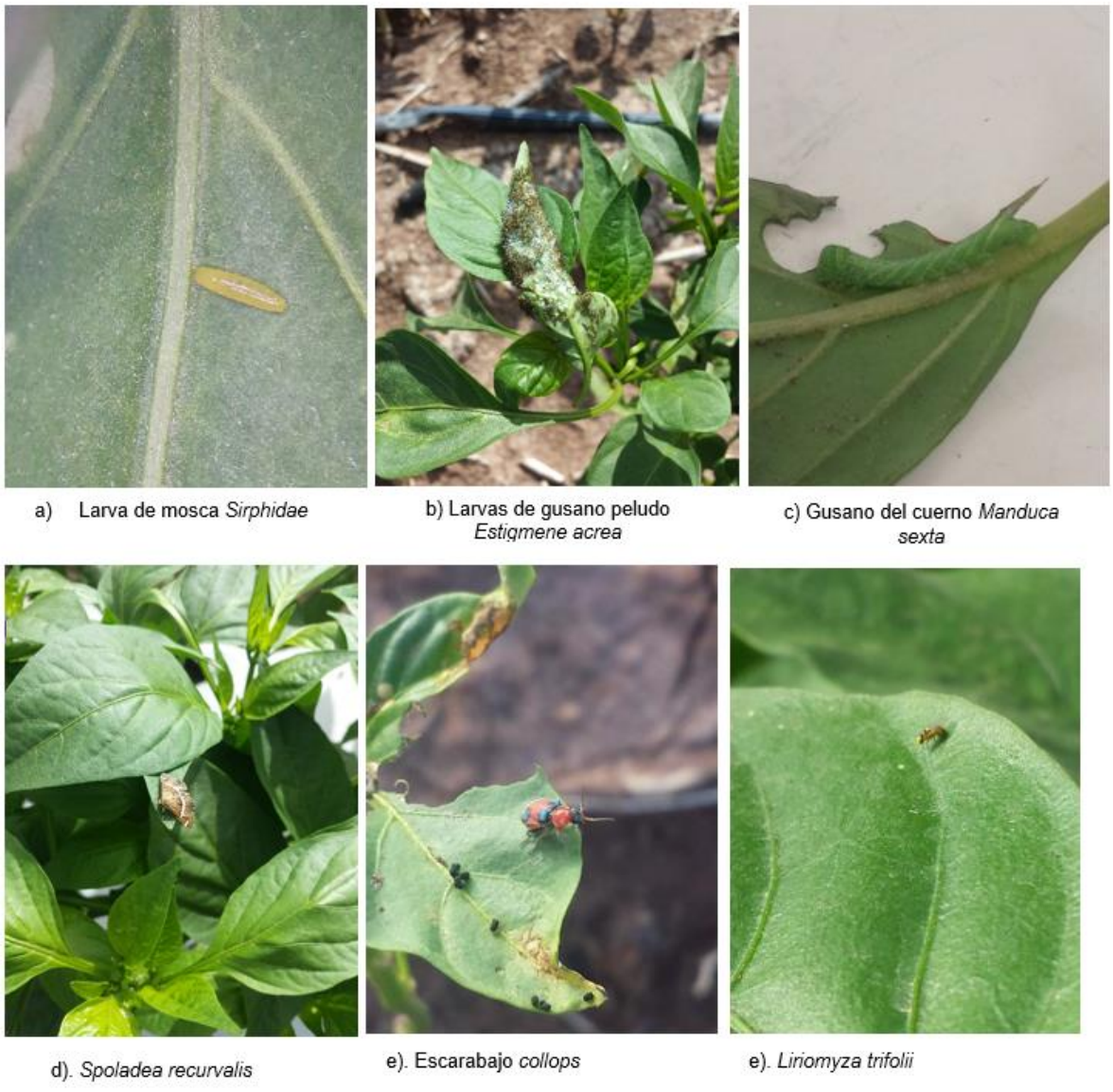


Figura 12. Algunas especies colectadas

Cuadro 11. Comparativo de insectos colectados

ORDENES DE INSECTOS	LOTE EXPERIMENTAL			LOTE COMERCIAL		
	J	S	A	J	S	A
COLEOPTERA	467	748	287	210	328	186
LEPIDOPTERA	32	38	28	42	88	43
HEMIPTERA	219	297	142	44	39	33
HIMENOPTERA	54	76	59	52	93	48
DIPTERA	41	76	39	93	102	79
MANTODEA	1	3	1	1	0	0
NEUROPTERA	6	7	3	5	8	4
THYSANOPTERA	65	85	70	55	73	60
TROMBIDIFORMES	0	0	0	13	22	9
PROSTIGMATA	0	0	0	0	4	0
	885	**1330**	**629**	**515**	**757**	**462**

Simbología: J=jalapeño, S=serrano y Anaheim

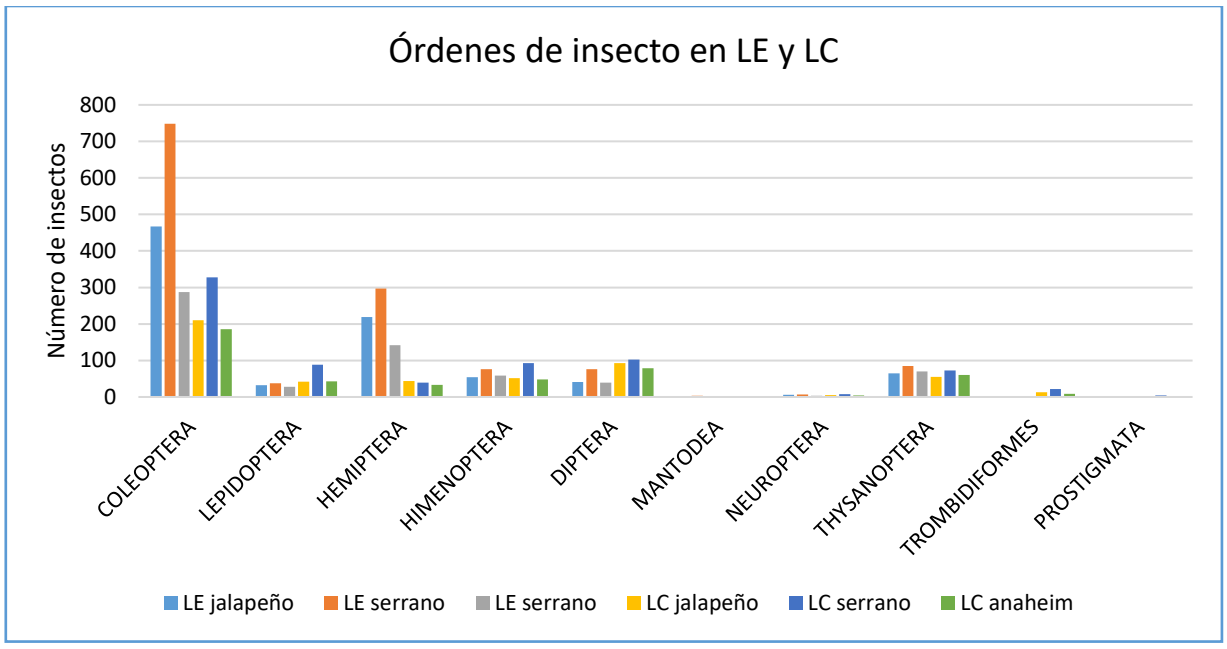


Figura 13. Comparativo gráfico de órdenes colectados

Cuadro 12. insectos por orden en lote experimental

ORDENES DE INSECTOS	LOTE EXPERIMENTAL		
	J	S	A
COLEOPTERA	467	748	287
LEPIDOPTERA	32	38	28
HEMIPTERA	219	297	142
HIMENOPTERA	54	76	59
DIPTERA	41	76	39
MANTODEA	1	3	1
NEUROPTERA	6	7	3
THYSANOPTERA	65	85	70
TROMBIDIFORMES	0	0	0
PROSTIGMATA	0	0	0
	885	**1330**	**629**

Simbología: J=jalapeño, S=serrano y Anaheim

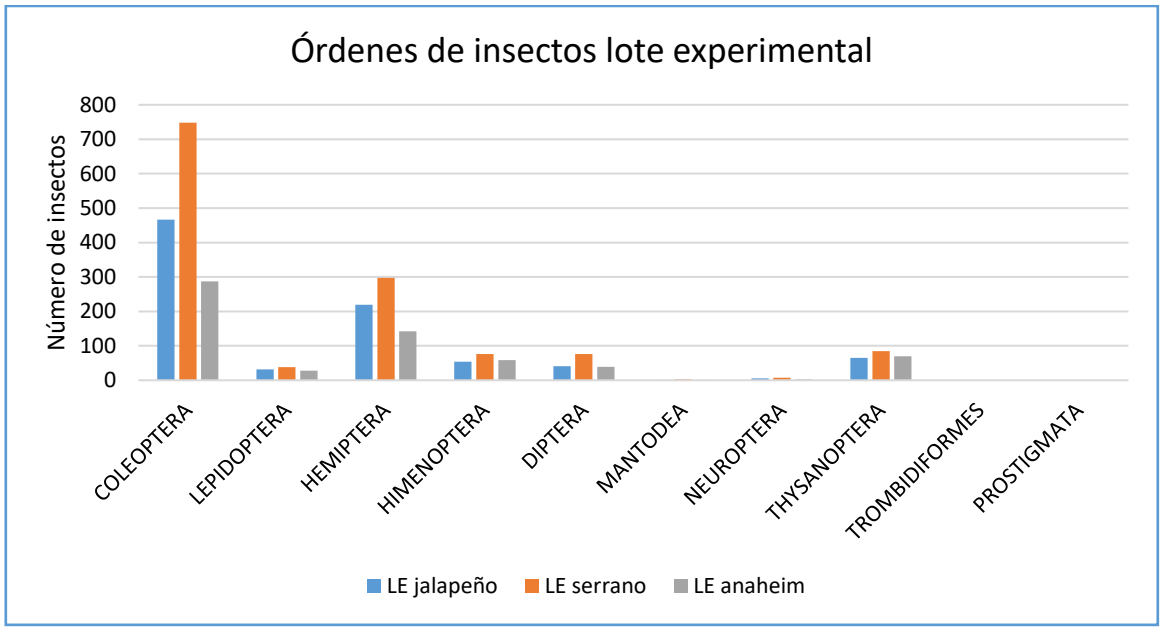


Figura 14**.** Gráfico de órdenes en lote experimental

Cuadro 13. Insectos por orden del lote comercial

ORDENES DE INSECTOS	LOTE COMERCIAL		
	J	S	A
COLEOPTERA	210	328	186
LEPIDOPTERA	42	88	43
HEMIPTERA	44	54	33
HIMENOPTERA	52	93	48
DIPTERA	93	102	79
MANTODEA	1	0	0
NEUROPTERA	5	8	4
THYSANOPTERA	55	73	60
TROMBIDIFORMES	13	22	9
PROSTIGMATA	0	4	0
	515	**772**	**462**

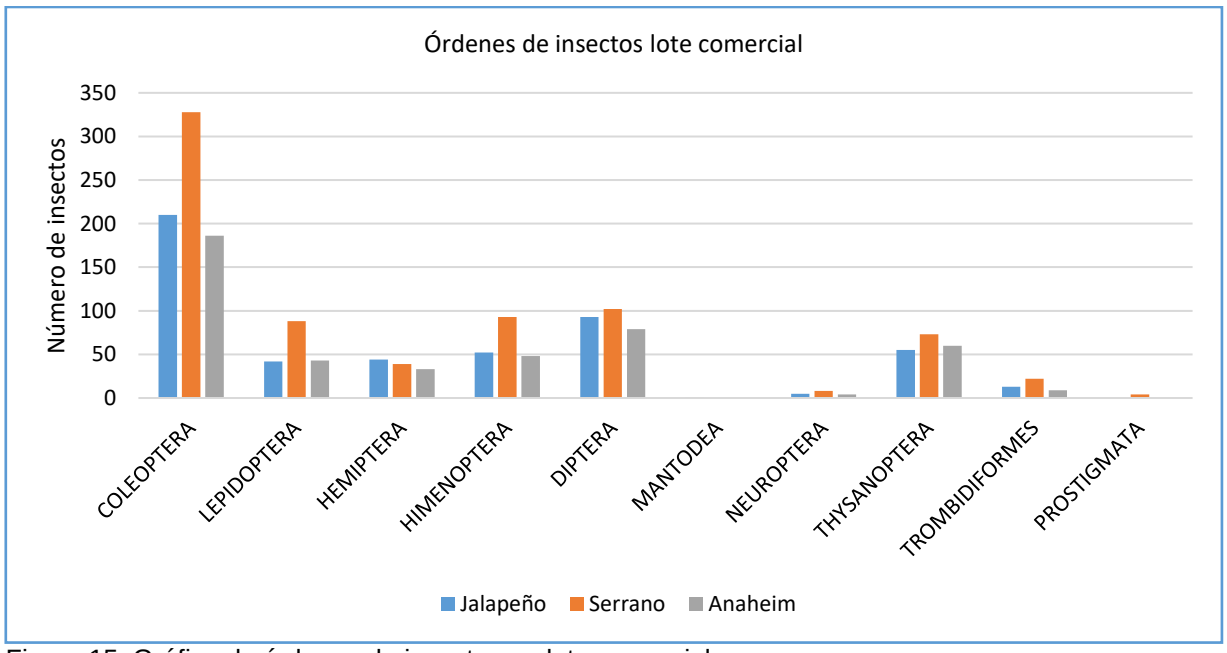


Figura 15**.** Gráfico de órdenes de insectos en lote comercial

6.2. Índices de diversidad

Se determino el índice de diversidad relativa, el índice de dominancia Simpson y el índice de diversidad de Shannon-Wiener, para las colectas de entomofauna asociada al cultivo de chile, obteniendo valores para cada uno de ellos. Con los valores obtenidos se realizó un análisis de diversidad para el total del área monitoreada.

6.2.1. Diversidad relativa de los órdenes para el área total de colecta.

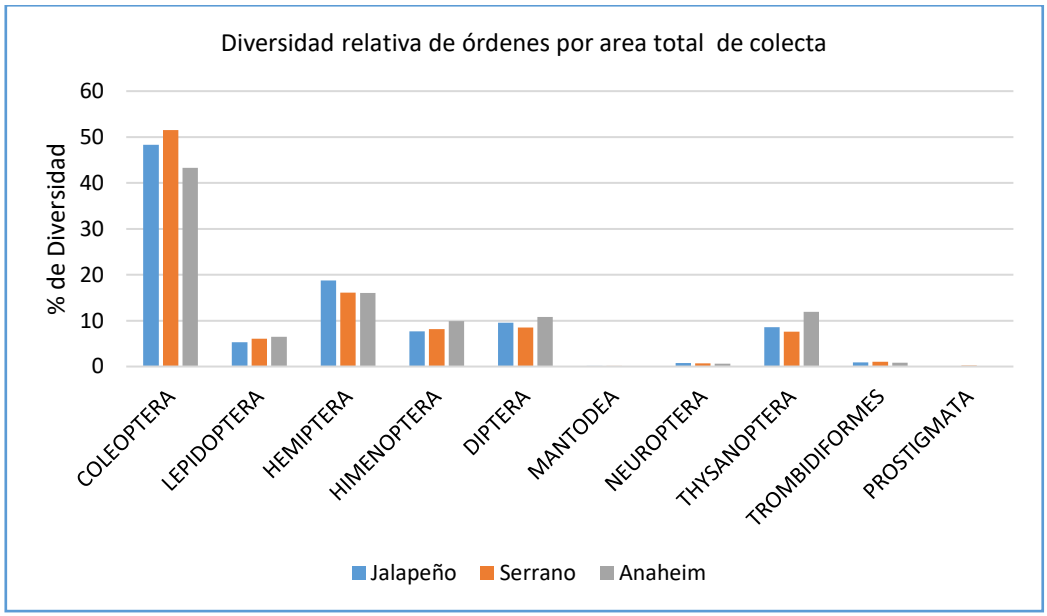


Figura 16**.** Diversidad relativa por área total de colecta

Los resultados indica que el orden que presento mayor porcentaje de diversidad para el área total de la colecta fue Coleóptera con (52%) para el cultivo de chile serrano, seguido de la orden hemíptera con (19%) para el cultivo de chile jalapeño (figura 16)

6.2.2. Índice de diversidad relativa de ordenes (lotes comerciales)

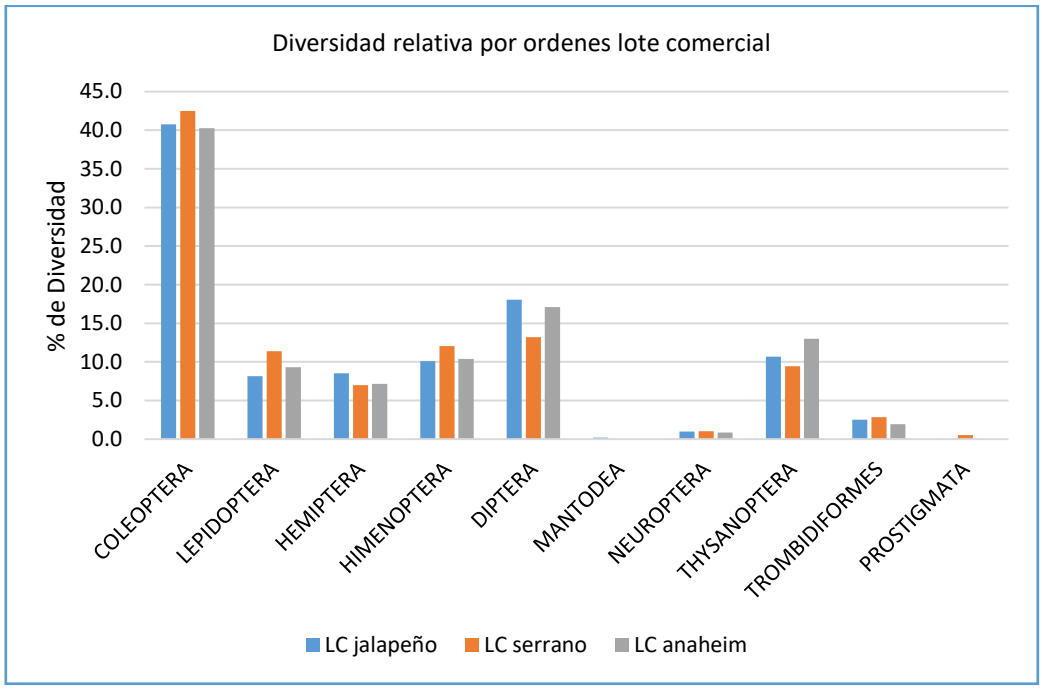


Figura 17**.** Diversidad relativa lote comercial

Comparando la diversidad de los órdenes entre los lotes comerciales, el orden que presentó mayor porcentaje fue Coleóptera con un valor de 42.5% para chile serrano, seguido del orden Díptera que presentó el 18.1% para el cultivo de jalapeño (figura 17).

6.2.3. Índice de dominancia de órdenes de Simpson (lotes comerciales)

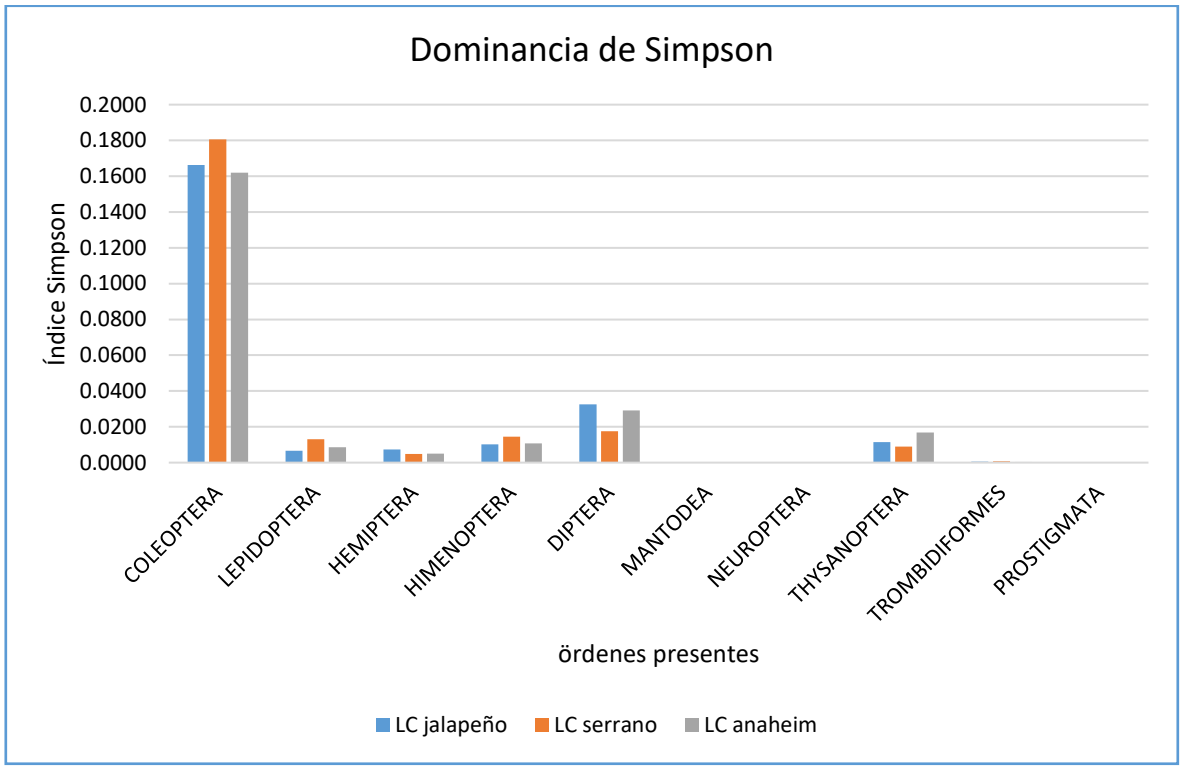


Figura 18**.** Índice de dominancia Simpson por orden en lote comercial

Para el análisis de dominancia de Simpson se utilizaron los resultados de la colecta de los 11 órdenes de insectos. Tomando en cuenta los valores de dominancia de Simpson de estos órdenes para cada lote comercial, se puede observar que existe una alta dominancia en el cultivo de chile serrano fundamentalmente para la orden coleóptera. Seguido de la orden díptera para jalapeño.

De acuerdo al índice de Simpson entre más se acerque el valor a 1, la dominancia es más alta y la diversidad es baja, por lo tanto, tomando esto como referencia los lotes presentan una diversidad baja de ordenes ya que el valor máximo de dominancia obtenido entre los lotes es de 0.1805 para coleóptera lo que significa que está por debajo de la media que es 0.5 en la escala Simpson (figura 18).

6.2.4. Índice de diversidad de órdenes de Shannon-Wiener (lotes comerciales)

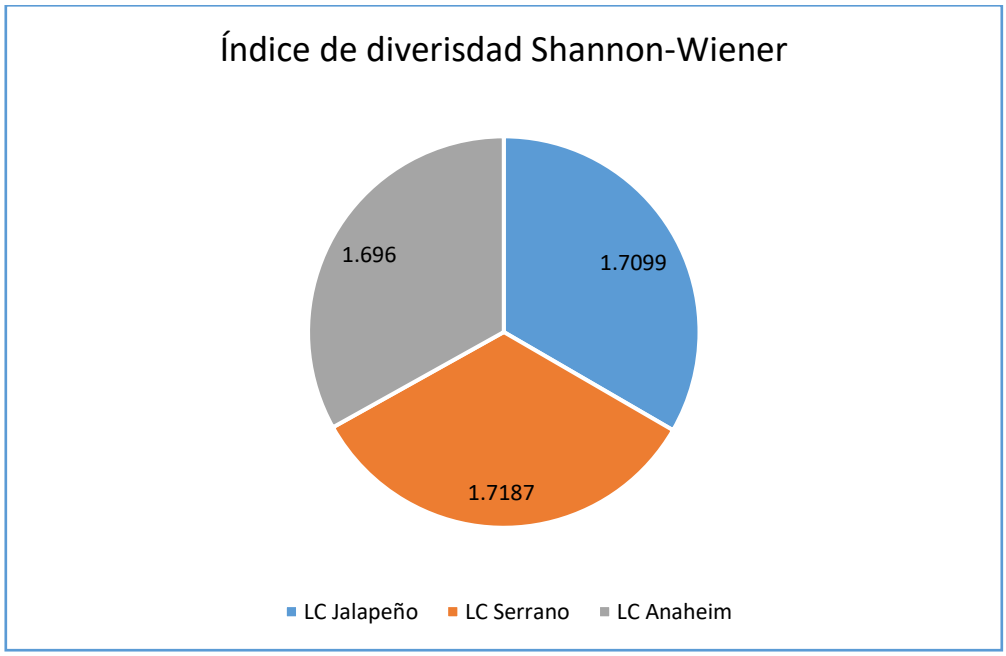


Figura 19**.** Índice de diversidad de Shannon-Wiener lote comercial

El índice Shannon-Wiener toma valores de referencia de 0.5 a 5, cuando el valor se acerca a 0.5 se dice que existe una baja diversidad y cuando el valor se aproxima a 5 significa que tenemos una alta diversidad. Los valores a considerar son: 0.5 a 2 Baja diversidad, de 2 a 3 Diversidad normar y de 3 a 5 Alta diversidad

Se obtuvo como resultado que en el cultivo de chile serrano tiene una mayor diversidad cuyo valor es (1.7187), seguido de una menor diversidad el cultivo de chile jalapeño con un valor de (1.7099) y por último el chile anaheim presenta una menor diversidad. Sin embargo, de acuerdo al valor del índice de Shannon-Wiener los valores obtenidos en los tres cultivos fluctúa de 1.6960 a 1.7187 lo cual nos indica que los tres bloques presentan una baja diversidad (figura 19).

6.3. índice de diversidad relativa por órdenes en lotes experimentales

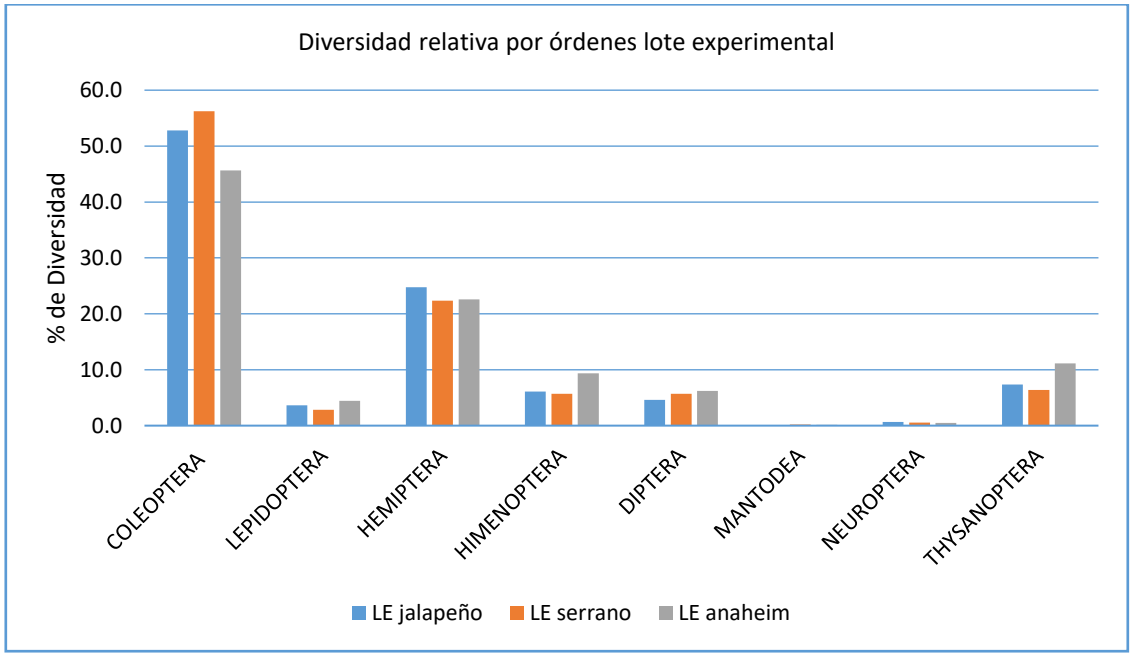


Figura 20**.** Diversidad relativa lote experimental

Comparando la diversidad de los órdenes entre los lotes experimentales, el orden que presentó mayor porcentaje fue Coleóptera (10 especies) con un valor de 56.2% para chile serrano, seguido de la orden hemíptera (13 especies) que presentó el 24.7% para el cultivo de jalapeño (figura 20).

6.3.1. Índice de dominancia de órdenes de Simpson (lotes experimentales)

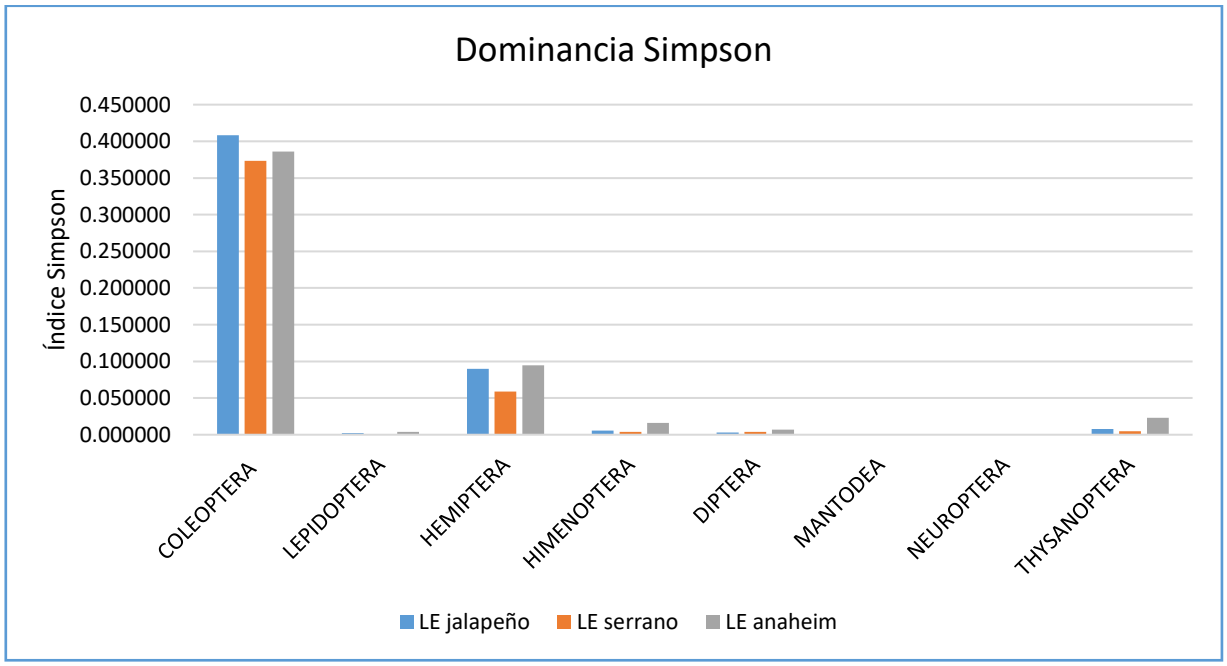


Figura 21**.** Índice de dominancia Simpson de ordenes en lotes experimentales

Tomando en cuenta los valores de dominancia de Simpson de estos órdenes para cada lote experimental, se puede observar que existe una baja dominancia en el cultivo de chile jalapeño fundamentalmente para la orden Coleóptera. Seguido del orden Hemíptera para jalapeño, ya que no llega al valor de la media que es 0.5

De acuerdo al índice de Simpson entre más se acerque el valor a 1, la dominancia es más alta y la diversidad es baja, por lo tanto, tomando esto como referencia los lotes presentan una diversidad intermedia de ordenes ya que el valor máximo de dominancia obtenido entre los lotes es de 0.4081 lo que significa que está por debajo de la media que es 0.5 en la escala Simpson (figura 21).

6.3.2. Índice de diversidad de los órdenes de Shannon-Wiener (lotes experimentales)

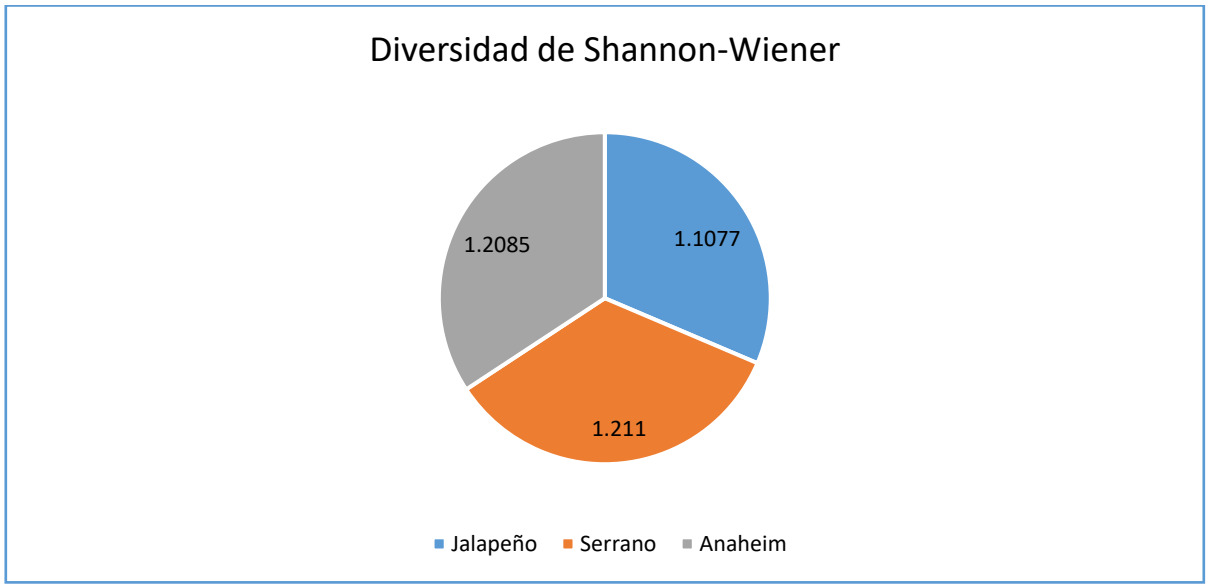


Figura 22**.** Índice de diversidad de Shannon-Wiener

Se obtuvo como resultado para los lotes experimentales, que en el cultivo de chile serrano tiene una mayor diversidad cuyo valor es (1.2110), seguido de una menor diversidad el cultivo de chile Anaheim con un valor de (1.2085) y por último el chile jalapeño presenta una menor diversidad. Sin embargo, de acuerdo al valor del índice de Shannon-Wiener los valores obtenidos en los tres lotes fluctúa de 1.1077 a 1.2110 lo cual nos indica que los tres bloques presentan una baja diversidad. Ya que no llegan a la media de la escala que es 2.5 (figura 22).

VII. DISCUSION

Los órdenes de insectos con más especímenes colectados fueron: Coleóptera, Hemíptera y Díptera. Garza (2002) señala que las plagas principales del cultivo de chile pertenecen al orden Coleóptera, Hemíptera, Díptera y Lepidóptera.

En los órdenes Coleóptera y Hemíptera se observa: el 21.05% y 36.84% de insectos fitófagos, con un 42.85% y 28.57% de insectos depredadores, los cuales realizan el equilibrio de las poblaciones. Urbaneja *et al*. (2005) argumenta que los artrópodos depredadores son un grupo de enemigos naturales importantes para los artrópodos plaga. Alcázar *et al* (2000), señalan que la mayoría de las plagas tienen varios enemigos naturales y la abundancia de ellos, es por tanto muy grande, estos enemigos naturales se pueden clasificar en tres grandes grupos: parásitos, depredadores y patógenos. Los depredadores requieren alimentarse de varias especies de insectos para sobrevivir y completar su ciclo de vida, mientras Bahena (2015), afirma que los parasitoides necesitan de tan solo un huésped para alimentarse y de adultos se consideran de vida libre y se alimentan de agua y néctar de flores. Dentro del orden Himenóptera se colecto un 90% de parasitoides. García (2012) menciona que muchas especies de parasitoides del orden himenóptero se han utilizado para el control biológico de insectos plaga. Uno de los parasitoides que se presento fue *Tamarixia triozae* Burks, este parasita *Batericera cockerelli* Sulc. *T. triozae* es un ectoparásito de ninfas del psílido de la papa, en campo tiene niveles de parasitismo del 85%. De igual forma se presentó *Aphidius colemani* Dalman, el cual es un parasitoide de pulgones. McClure y Frank (2015) describe *A. colemani* alcanzó un parasitismo del 87% en colonias de *Rhopalosiphum maidis* por lo tanto considera su preferencia por el pulgón de maíz. La orden coleóptera fue el que presentó mayor presencia de insectos plaga, seguido del orden Hemíptera, esto se resume en que las poblaciones de fitófagos varían de acuerdo el tipo de cultivo de chile que se tenga, siendo el serrano y jalapeño lo más atractivos para las plagas.

En este estudio se logró identificar 45 morfotipos las cuales corresponden a 10 órdenes de insectos asociados al cultivo de chile, los cuales se mencionan enseguida: Coleóptera, lepidóptera, hemíptera, himenóptera, díptera, mantodea,

neuróptera, tisanoptera, trombodiformes, y prostigmata. A esto le corresponde 12 depredadores, 9 parasitoides y 21 son fitófagos para el lote comercial. En tanto el lote experimental se identificó 39 morfotipos de 9 órdenes de insectos, 14 depredadores, 7 parasitoides y 19 fitófagos los cuales coinciden con los órdenes encontrado en lote comercial excepto el orden prostigmata y trombodiformes. Estos ordenes identificados coinciden con los encontrados por Lozano (2018) en cultivo de chile jalapeño, serrano y anaheim. Los muestreos y las colectas las iniciamos a los 30 días después del trasplante utilizando el método de visualización directa. La temperatura máxima para el periodo de muestreo fue 33.2 °C y se presentó en la fecha 01-mayo-22, la temperatura mínima fue de 16.1 °C, (03-marzo-22) y la temperatura máxima promedio para el periodo fue 22.9 °C, así como una humedad relativa baja del 34% (3-abril-22) y la más alta del 92% (2-enero-22) con una H.R. promedio del 62.9% para el lote comercial. Mientras que para el lote experimental la temperatura mayor fue 30.8 °C (02-abril-22), y la temperatura mínima de 17.0 °C (8-enero-22), presentándose una temperatura promedio para el periodo del muestreo del 22.7 °C, así como la humedad relativa baja del 49% (30-abril-22) y la más elevada del 86% (8-enero-22), con una H. R. promedio del 65.5%, datos tomados en cada uno de los muestreos, como lo recomienda Valenzuela (2010).

Medina (2020), refiere haber obtenido 4771 individuos pertenecientes a 16 órdenes (*Acari, Araneae, Blattodea, Colembola, Coleoptera, Dermaptera, Diptera, Embioptera, Ephemeroptera, Hemiptera, Hymenoptera, Lepidoptera, Neuroptera, Odonata, Orthoptera, Psocoptera*) el cual coincide con nuestro trabajo en 7 órdenes encontrados. Mientras que Djieto-Lordon, C., Heumou, C. R., Azang, P. E., Alene, C. D., Ngueng, A. C., & Ngassam, P. (2014), realizaron conteos mediante observación y captura directa, coincidiendo con Zalazar y Salvo (2007), pero con monitoreos de 30 minutos por lugar, en tanto que Gama (2012), usó trampas de luz, caída y captura por lo que es muy diferente a los individuos colectados.

En el lote comercial de acuerdo al índice de dominancia Simpson el cultivo que presento mayor abundancia fue el cultivo de chile anaheim (0.5759), seguido del cultivo chile jalapeño (0.3136) y serrano (0.0983), mientras que de acuerdo al índice de diversidad de Shannon-Wiener en lote comercial el cultivo de chile jalapeño

(1.7604), presentó mayor con diversidad seguido del cultivo anaheim (1.7383) y serrano (1.7265). Para el lote experimental de acuerdo al índice de dominancia Simpson el cultivo que presento mayor dominancia fue el cultivo de chile jalapeño (0.4081), seguido del cultivo chile anaheim (0.3859) y serrano (0.3734), mientras que de acuerdo al índice de diversidad de Shannon-Wiener en lote experimental el cultivo de chile serrano (1.2110), presentó mayor con diversidad seguido del cultivo anaheim (1.085) y jalapeño (1.1077).

La especie que se presentó con mayor frecuencia fue picudo del chile (Coleoptera), entre febrero y marzo en la etapa de floración y fructificación, esto es similar a lo descrito por Osorio (2006), que señala que la mayoría de las poblaciones de picudo se observan en la etapa de floración y fructificación. Una alta población de picudo se observa en agosto lo cual concuerda con Anovel *et al*., (2015); Wu *et al*., (2019), quienes mencionan que la mayor población de picudo se presenta en agosto. Sin embargo, estos resultados contrastan con las poblaciones monitoreadas por Barrios *et al*., (2012), al mencionar que con el uso de feromonas se obtuvo la mayor captura en etapa de plántula en chile serrano.

La especie que se presentó en segundo lugar fue para lote comercial fue *Zelus longipes* L.1767, (Hemíptera) y para el lote experimental fue *Anthonomus eugenii* Cano (Coleoptera). Valenzuela (2010), afirma que las poblaciones de minadores se incrementaron en el mes de noviembre coincidiendo con las etapas de floración y fructificación del cultivo de chile, lo que se traduce en mayor alimento para este insecto plaga. Ruíz *et al*., (2021), reporta una alta presencia de *Myzus persicae* lo cual se asemeja con lo encontrado en el presente trabajo en los lotes comerciales.

VII. CONCLUSIONES

Se encontraron 10 órdenes de insectos asociados al cultivo de chile en el municipio de Guasave, Sinaloa los cuales fueron: Coleoptera, Diptera, Lepidoptera, hemíptera, trombidiformes, himenóptera, neuróptera, prostigmata, mantodea, y tisanoptera. Los cuales corresponden para el lote comercial el 48.83% son fitófagos, depredadores 27.90%, parasitoides 20.93% y polinizadores 2.32%. Para el lote experimental se obtuvo el 46.34% de fitófagos, depredadores 34.14%, parasitoides 17.07% y polinizadores 2.43%.

Es importante seguir realizando estudios de dominancia, diversidad y evaluación de los daños que estos fitófagos ocasionan al cultivo de chile en la región, además de su relación con otros cultivos.

Estudiar la relación de la entomofauna con los factores bióticos y abióticos del medio donde se desarrolla el cultivo de chile podríamos obtener información para un manejo agroecológico dentro de un programa de una agricultura sustentable.

IX. LITERATURA CITADA

Aguilar Rincón, Víctor H.. (2012). Cultivo del chile en México. *Revista fitotecnia mexicana*, *35*(4), 264. Recuperado en 27 de septiembre de 2020, de http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0187-73802012000400001&lng=es&tlng=es

Aguilar-Meléndez, A., Vásquez-Dávila, M. A., Katz, E., y Hernández, C. M. R. (Eds.). (2018). Los chiles que le dan sabor al mundo: contribuciones multidisciplinarias (primera edición). Xalapa, Veracruz, México: Universidad Veracruzana, Dirección editorial; Marsella, Francia: IRD Éditions.

Alcázar, M.D.; J. E. Belda.; P. Barranco & T. Cabello. 2000. Lucha integrada en cultivos hortícolas bajo plástico en Almería. Vida Rural 118: 51-55.

Anguiano, 2010. Comparación en la Respuesta Fisiológica En Plantas De Chile Bajo El Efecto De Tres Temperaturas Nocturnas. (Tesis de Grado). Universidad Autónoma de Nuevo León. Marín Nuevo León, México.

Anovel, B., Vidal, A. C., Román, G. M. y Masachika, H. 2015. Dinámica poblacional del picudo del Ají Anthonomus eugenii (Coleóptera: Curculionidae). Ciencia Agropecuaria. 22. 1-15.

Arcos, C.G.; Hernández, H.J.; Uriza, A.D.E.; Pozo, C.O y Olivera, S.A. 1998. Tecnología para Producir Chile Jalapeño en la Planicie Costera del Golfo de México. INIFAP. Folleto Técnico No. 24.

Argolo, P. (2012). Gestión integrada de la araña roja Tetranychus urticae Koch (Acari: Tetranychidae): optimización de su control biológico en clementinos. [Tesis doctoral, Universidad Politécnica de Valencia]. Archivo digital. https://riunet.upv.es/bitstream/handle/10251/17804/tesisUPV3987.pdf

Arroyo-Vargas L. 2012. Normas preliminares de diagnóstico nutrimental compuesto y correlaciones nutrimentales en pimiento (Capsicum annuum L.). Tesis de Maestría. Colegio de Posgraduados, Campus Montecillo. Texcoco, Edo de México. México. 44 pp.

Báez, I. F., Orozco, H. G., García, N. G., Uribe, M. H R., J. L. 2015. Paquete tecnológico para chile jalapeño. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales Agrícolas y Pecuarias. http://producechihuahua.org/paqs/PT-0003Chile1.pdf recuperado: 24-09-2022.

Bahena-Juárez, F., 2018. Guía de parasitismo natural de gusano cogollero, INIFAP, MasAgro. Campo experimental Uruapan. PP 8.

Bakker J.D y Uffelen, J.A.M. 1988. The effects of different diurnal temperature regimes on growth and yield of glasshouse sweet pepper. Netherland Journals of Agricultural Science. (36):201-208

Barrios, D. B., Ramírez, P. S., Vázquez, H. G., García, L.E., Méndez, G. J. y Domínguez, H. F. 2012. Fluctuación poblacional de Anthonomus eugenii Cano, mediante feromona sintética en plantaciones comerciales de chile serrano de Tetela de Ocampo, Puebla. Entomología mexicana. 11: 798-803.

Basu, S. K., & De, A. K. (2003). Capsicum: historical and botanical perspectives. In *Capsicum* (pp. 21-35). CRC Press.

Bautista Hernández, C. F. (2019). *Evaluación de atrayentes para la captura de Anthonomus eugenii cano (Coleoptera: Curculionidae) en campo* (Master's thesis).

Berganza Alarcón, JJ. 2011. Evaluación del efecto de la poda de tres y cuatro ejes, en el desarrollo y producción de chile pimiento bajo condiciones de casa malla en la localidad de El Amatillo, Ipala. Tesis Ing. Agr. Chiquimula, GT, USAC-CUNORI. 43 p

Bozhko, L.E. 1979. Effect of air temperature on yield of sweet pepper. Soviet Meteorology and Hydrology. (6): 69-72

Bravo-Lozano, A. G., Galindo-González, G. y Amador-Ramírez, D. M. 2006. Tecnología de producción de chile seco. Libro técnico No. 5 CIRNOC – INIFAP. Campo experimental Zacatecas. México

Brown, R. D. and V. P. Jones. 1983. The bord mite on lemons in Southern California. California Agriculture. 37 (7/8): pp. 21-22

Byrne, D. N. and T. S. Bellows. 1991. Whitefly biology. Annual Review Entomology. 36: 431-457

Capinera JL. 2014. Beet Armyworm, Spodoptera exigua (Hübner) (Insecta: Lepidoptera: Noctuidae). Eeny-105. U.S. Department of Agriculture, UF/IFAS Extension Service, University of Florida. En línea: http://edis.ifas.ufl.edu/pdffiles/IN/IN26200. pdf Fecha de consulta: septiembre 2020.

Casapaico Pultay, V. (2024). Manejo integrado de principales plagas en el cultivo de pimiento (Capsicum annuum L.) bajo condiciones de Cayalti–Trujillo.

Cásseres, E. 1981. Producción de Hortalizas. 3ª Edición Editorial IICA, San José Costa Rica.

Contreras G., J. 1978. El Cultivo de los Chiles Jalapeño y Serrano en el Centro de Veracruz. SARH. INIA. CIAGOC. CAECOT. Circular # 63. Cotaxtla, Veracruz.

De Angelis J, Berry RE, Krantz GW. 1983. Photosynthesis, leaf coductance, and leaf chlorophyll content in spider mite (Acari: Tetranychidae) injured pepermint leaves. Journal of Environ. Entomol. 12: 345-348.

Djieto-Lordon, C., Heumou, C. R., Azang, P. E., Alene, C. D., Ngueng, A. C., & Ngassam, P. (2014). Assessment of pest insects of Capsicum annuum L. 1753 (Solanaceae) in a cultivation cycle in Yaoundé. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, *8*(2), 621-632.

Doreste, E. 1988. Acaralogía. IICA (Instituto Interamericano par la Agricultura9. San José, Costa Rica. p. 410

Duarte, L., Ceballos, M., Baños, L., Sánchez, A., Miranda, I., Martínez, M. 2020. Biología y tabla de vida de Myzus persicae (Sulzer) (Hemiptera: Aphididae) en condiciones de laboratorio. Revista Protección Vegetal 26(1):1-4.

Edmon, Senn Andrews. 1967. Principios de horticultura. Compañía editorial continental, S. A. México-España.

EPPO. 2021c. Liriomyza trifolii (LIRITR). EPPO Global Database. Disponible en: https://gd.eppo.int/taxon/LIRITR. Fecha de consulta: septiembre 2023.

Escobar, M. P. 2008. Actividad insecticida de bacterias asociadas al cultivo de chile (Capsicum annum L.) y aisladas del Anthonomus eugenii Cano como alternativa de control biológico en esta plaga. Tesis de Maestría, Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C., 97 p.

Espinoza Castillo, D. F. (2022). *Fluctuación poblacional y hábitos del picudo del chile Anthonomus eugenii cano (COLEOPTERA: CURCULIONIDAE) en el distrito de Tepexi, estado de Puebla* (Master's thesis, Benemérita Universidad Autónoma de Puebla).

Farahani S, Asghar A, Fathipour Y. 2012. Life Table of Spodoptera exigua (Lepidoptera: Noctuidae) on Five Soybean Cultivars. Psyche: A Journal of Entomology, http://dx.doi.org/10.1155/2012/513824.

Felipe RA. 2003. Tipificación de daño de Tetranychus urticae Koch (Acari: Tetranychidae) en plantas de pimientón cv. California Wonder. Trabajo de Grado. Unidad centroccidental Lisandro Alvarado. Barquisimeto, Estado Lara, Venezuela. 33 p.

Gama, G. 2012. Recolección e identificación de insectos plagas que afectan el cultivo de ají charapita (Capsicum frutescens L.) en un ultisol de Pucallpa. Tesis Pregrado. Universidad Nacional de Ucayali. Perú.

García A., J. M., Santos-Chávez, A., Hernández-Hernández, H., Palacios-Torres, R., Ramírez-Seañez, A. R., & Cruz-Pablo, B. 2019. Daño de Liriomyza trifolii (DIPTERA: AGROMYZIDAE) en genotipos de chile soledad (*Capsicum annuum* L.).

García-Gutiérrez, C., González-Maldonado, M. B., & Cortez-Mondaca, E. (2012). Uso de enemigos naturales y biorracionales para el control de plagas de maíz. *Ra Ximhai*, *8*(3), 57-70.

Garza U. E. 2002. Manejo integrado de las plagas del chile en la planicie Huasteca. INFIPA-CIRNE. Campo Experimental Ébano. Folleo Técnico. Núm. 10 San Luis Potosí, México. 47. P.

Garza, U. E. 2001 (B) El minador de la hoja Liriomyza spp y su manejo en la Planicie Huasteca. INIFAP. CIRNE. Campo experimental Ebano. Folleto técnico Núm. 5. San Luis Potosí, México, 14 9.

Garza, U. E. 2001. El barrenillo del chile Anthonomus eugenii y su manejo en la Planicie Huasteca. INIFFAP-CIRNE NÚM. 4. San Luis Potosí México. 159.

Garza, U. E. 2002. Manejo Integrado de las plagas del chile en la Planicie Huasteca. INIFAPCIRNE. Campo Experimental Ébano. Folleto Técnico Núm. 10. San Luis Potosí, México. 47 p.

Garza-Urbina, E. 2001. El barrenillo del chile Anthonomus eugenii y su manejo en la Planicie Huasteca. Folleto Técnico No. 4 INIFAP-CIRNE. Campo experimental Ébano, San Luis Potosí. México.

Gómez Cruz M.A. y R. Schwentesius, Rindermann.1995. El chile seco en Zacatecxas y sus perspectivas ante el TLC.. UACH, UAZ, México, pags, 63-92.

Gordon, R. D. (1985). The Coccinellidae (Coleoptera) of America north of Mexico. *Journal of the New York Entomological Society*, *93*(1).

Guerrero, R.J.F.2013. Evaluación de diferentes dosis de fertilizantes en la producción de semilla de chile jalapeño (Capsicum annuum L.) en invernadero. Tesis de Maestría en Ciencias, Instituto Tecnológico de Roque. 82 p.

Guía para la asistencia técnica agrícola. Área de influencia del Campo Experimental Ébano. 2001. INIFAP-CIRNE. Campo experimental Ébano. Guía Técnica. San Luis Potosí, México. 139 p.

Hernández, R. F. 1972. Estudios sobre mosquita blanca *Trialeurodes vaporarirum* (Westwood) en el estado de Morelos. Agricultura Técnica en México. III (5): 165-172.

http://infosiap.siap.gob.mx:8080/agricola_siap_gobmx/AvanceNacionalSinPrograma.do 29-09-2020

https://smn.conagua.gob.mx/es/climatologia/temperaturas-y-lluvias/resumenes-mensuales-de-temperaturas-y-lluvias (21-02-2021)

https://www.pcmaderas.net/soportetecnico/chile(capsicumannum).pdf

Jiménez M, E. y Rodríguez F, O. 2014. Insectos plagas de cultivos en Nicaragua. Primera edición. P. 226.

Jiménez Prieto, J. A. (2023). Evaluación de tres métodos de control del ácaro blanco (*Polyphagotarsonemus latus*) en el cultivo de hortensia (*Hydrangea macrophylla*) en la empresa Flores El Trigal del municipio de Rionegro–Antioquia.

Jiménez, B. J. 2014. Manual técnico de: Plagas y enfermedades en Solanáceas. Gowan Mexicana SAPI de C.V. 395 p.

Jiménez, M. 2020. Manejo de riego en el cultivo de papaya (Carica papaya) en el Ecuador. Tesis Ing. Agr. Babahoyo. Ecuador. UTB. 35 p.

King, A. B. y J. L. Saunders. 1984. Las plagas invertebradas de cultivos anuales alimenticios en America Central Overseas Development Admnistration. Turrialba, Costa Rica. pp. 96-97.

Koppert. (2022). Obtenido de Àcaro blanco: https://www.koppert.com.co/retos/control-deplagas/aranas-rojas-y-otras-aranas/acaro-blanco/ consultado 22/09/2023.

Laborde, C. J. A., y C. O. Pozo. 1984. Presente y Pasado del Chile en México. Publicación especial No. 85. Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas (INIA). México. 80 p.

LaSalle, J. and M. P. Parrella. 1991. The chalcidoid parasites (Hymenoptera: Chalcidoidea) of economically important Liriomyza species (Diptera: Agromyzidae) in North America. Proceedings of the Entomological Society of Washington. 93: 571-591.

Loftin, K. M., Lorenz, G., & Corder, R. (2022). *Manejo del gusano soldado en pastos de corte y pastoreo*. Cooperative Extension Service, University of Arkansas.

López Toval, E. A., & Medina Gómez, L. M. (2004). Manejo integrado del picudo de la chiltoma ANTHONOMUS EUGENII (Coleoptera: cucurlionidae), Campus Agropecuario 2004 (Doctoral dissertation).

Lorenzo, D. 2020. Manejo integrado de pulgones en cultivos frutícolas. Tesis MSc. Santo Domingo. Ecuador. UTE. 125 p.

Lozano Gutiérrez, J., Salas Montes, J. M., España Luna, M. P., Lara Herrera, A., Balleza Cadengo, J., & Martínez Contreras, C. A. (2018). Entomofauna asociada a seis tipos de chile (Capsicum annum L) en Morelos, Zacatecas, México.

Macías, R.; Grijalba, R. L. y Robles, F. (2012). Respuesta de la aplicación de estiércol y fertilizantes sobre el rendimiento y calidad del chile jalapeño. Biotecnia 14(3): 32-38

Macias-Rodríguez, H. Muñoz-Villalobos, J.A.; Velásquez-Valle, M.A.; Potisek-Talavera, M.C.; Villa-Castorena, M.M. 2013). Chile Habanero: Descripción de su cultivo en la península de Yucatán. Revista Chapingo Serie Zonas Áridas 12: 37-43.

Martínez, S. (2005). Conjunto Tecnológico para la Producción de Pimiento-Suelo y preparación de terreno.

McClure, T. and S. D. Frank. 2015. Grain Diversity Effects on Banker Plant Growth and Parasitism by Aphidius colemani. Insects, 6: 772−791.

Medina Ruíz, M. (2020). Entomofauna asociada al ají tabasco (Capsicum frutescens L.) en épocas húmeda y seca.

Mena, C. J. 2006. Estrategia de manejo integrado contra los insectos plaga del chile. Pp. 97-119. In: Tecnología de producción de chile seco. Libro Técnico No. 5. Campo Experimental Zacatecas –INIFAP. 224 p.

Méndez, A. (2017). Entomofauna principal asociada a plantas de interés agrícola. Revista digital de Medio Ambiente Ojeando la Agenda, 50, 50-61.

Molina M., C., A. Morales C. y A. Márquez C. 2009. Técnicas para el establecimiento y producción de chiltepín silvestre bajo un sistema Agroforestal en Sonora, México. CONAFOR. México, D. F. 38 p.

Muñoz F.Y. y Pinto C.B. l966. Taxonomy ancl geographical clistribution of the peppers grown in Mexico. Proceedings of th.e Ame1ican Society of Horticu.ltu.rn.l Se1ies 10: 131-l47.

Muñoz, F. I. y C. B. Pinto. 1970. Taxonomìa y distribución geográfica de los chiles cultivados en México. Revista el Campo. No. 15. INIASAG. México. Pp 3- 12.

Murrieta Diaz, J. D. (2023). *Principales medios de control de mosca blanca (Bemisia tabaci Gennadius, 1889) en el cultivo de rábano (Raphanus sativus)* (Bachelor's thesis, BABAHOYO: UTB, 2023).

Naranjo, S. 2020. Conservation and evaluation of natural enemies in IPM systems for Bemisia tabaci. Crop Protection 20(9): 835-852.

Noyes, J. 2004. Universal chalcidoidea database. The Natural History Museum. (en línea). Disponible en: http://www.nhm.ac.uk/entomology/chalcidoids/ consultado el 20 de julio de 2023.

Olvera G., J.; R. Sánchez R.; R. Ochoa B. y F. Rodríguez C. 1998. Una hortaliza de México para el mundo. Claridades Agropecuarias 56:3-5.

Osorio, C. J. 2006. Comportamiento y respuesta hacia atrayentes de adultos del picudo del chile, Anthonomus eugenii (Coleoptera: Curculionidae). Tesis de Maestría. Instituto de Fitosanidad. Colegio de Posgraduados. Campus Montecillo, Montecillo, Mex. 57.

Pacheco, M. F. 1985. Plagas de los Cultivos Agrícolas en Sonora y Baja California 1ª Ed. Edit. CIANO. SARH. INIA. Campo Agrícola Experimental Valle del Yaqui. Cd. Obregón, Sonora, México. pp. 222-223.

Palacios T., R. E., J. Romero N., J. Étienne., J. L. Carrillo., J. M. Valdez C., H. Bravo M., S. D. Koch., V. López M., y A. P. Terán V. 2008. Identificación,

distribución y hospederos de diez especies de Agromyzidae (Insecta: Diptera), de interés agronómico en México. Acta Zool. Mex. 24: 7-32.

Pickersgill, B. 1984. Migrations of chili peppers, Capsicum spp. in the Americas In: Stone D. (Ed). Papers of Peabody Museum of Archeology. Vol. 76. Harvard University Press. pp. 105-123.

Pozo, C. O. 1981. Descripción de tipos y cultivares de chile (Capsicum spp.) en México. Folleto técnico num. 77. INIA-SARH. Pp 40.

Rajakumar, E., P. S. Hugar y B. V. Patil. 2005. Biology of red spider mite, Tetranychus urticae Koch (Acari: Tetranychidae). Journal of Agricultural Sciences. 18(1): 147-149.

Ramírez, L. E.; Castillo, A.C. de la C.; Aceves, N.E.; Carrillo, Á. E. 2005. Efecto de productos con reguladores de crecimiento sobre la floración y amarre de fruto en chile habanero. Revista Chapingo serie Horticultura 11(1):93-98.

Rendón P. E. 1971. Chiles dulces. Novedades Hortícolas. SAG. INIA. Folleto Misceláneo Vol. XVI (1-4): 21-27.

Reséndiz, G. B. y O. C. Olivas. 2018. Biología del ácaro de dos manchas Tetranychus urticae Koch. (Acari: Tetranychidae) en laboratorio en Chapingo, Estado de México. Entomología Mexicana. 5: 40-45.

Rodríguez-Leyva, E., J. R. Lomeli-Flores, J. M. Valdez-Carrasco, R. W. Jones, and P. A. Stansly. 2012. New records and locations of parasitoids of the pepper weevil in Mexico. Southwestern Entomologist 37: 73-83.

Ruiz, A. F., Prado, K. V., Bowen, L. S., & Soto, A. C. (2021). Identificación de la entomofauna presente en el cultivo de pimiento (Capsicum annuun L) en el sector Lodana del cantón Santa Ana, Ecuador. *Manglar*, *18*(4), 397-402.

Serrano *et al*. (2011). Ácaros limitantes en la producción de flores. pág. 16.

Shannon, C. E. (1948). A mathematical theory of communication. *The Bell system technical journal*, *27*(3), 379-423.

SIAP 2023. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Panorama Agroalimentario 2023 Edición, 2023. https://www.gob.mx/siap/acciones-y-programas/panorama-agroalimentario-258035

SIAP. 2020. Resumen de productos por estado. http://infosiap.siap.gob.mx:8080/agricola_siap_gobmx/ResumenProducto.do;jsessionid=9FDAD8259450600A4FD5E64EF1E3FAC5

Simpson, E. H. (1949). Measurement of diversity. *nature*, *163*(4148), 688-688.

Spencer, K. A. and J. C. Steyskal. 1986. Manual of the Agromyzidae (Diptera) of the United States. United States Department of Agriculture. Washington. D. C. Agriculture Handbook. 638 p.

Torres, R. E. P., Carrasco, J. V., Medina, R., Escoboza, F. A. V., & Vildozola, Á. C. (2015). Plantas Hospederas y Biogeografía de Liriomyza brassicae y L. trifolii y Primer Registro de L. commelinae (Diptera: Agromyzidae) en México. *Southwestern Entomologist*, *40*(1), 205-215.

Urbaneja, A., J. L. Ripollés, R. Abad, J. Calvo, P. Vanaclocha, D. Tortosa, J. A. Jacas, y P. Castañeda. 2005. Importancia de los artrópodos depredadores de insectos y ácaros en España. Boletín Sanidad Vegetal Plagas, 31: 209-223.

Urretabizkaya N; Vasicek A; Saini E. 2010. Insectos perjudiciales de importancia agronómica I. Lepidópteros. Buenos Aires, Argentina, Ediciones INTA, pp 77

Valadez, A. 2001. Producción de hortalizas. Solanaceas. 9a Edición. Pp. 186. Limusa. México

Valentine, T. A, P. D. Hallett, K. Binnie, M. W. Young, G. R. Squire, C. Hawes, and A. G. Bengough. 2012. Soil strength and macropore volume limit root elongation rates in many UK agricultural soils. Ann. Bot. 110: 259-270.

Valenzuela-Escoboza, F. A., Bautista Martínez, N., Lomelí Flores, J. R., Valdez Carrasco, J. M., Cortez Mondaca, E., & Palacios Torres, R. E. (2010). Identificación y fluctuación poblacional del minador de la hoja Liriomyza trifolii en chile jalapeño en el norte de Sinaloa. *Acta zoológica mexicana*, *26*(3), 585-601.

Valenzuela-Escoboza, F. A., Bautista Martínez, N., Lomelí Flores, J. R., Valdez Carrasco, J. M., Cortez Mondaca, E., & Palacios Torres, R. E. (2010). Identificación y fluctuación poblacional del minador de la hoja Liriomyza trifolii en chile jalapeño en el norte de Sinaloa. *Acta zoológica mexicana*, *26*(3), 585-601.

Van Emden, F., Eastop, V., Hughes, R., WayThe, M. 2020. Ecology of Myzus persicae. Annual Review of Entomology 14:197-270.

Ware G., M. y MacCollum J., P. 1962. Raising Vegetables. The Interstate Printed and Publishers Inc. Danville, Illinois. 460 p.

Wharton, R. A. 1997. Subfamily Opiinae. in Wharton, R.A., P. M. Marsh, and M. J. Sharkey. (Eds.) Manual of the New World Genera of the Family Braconidae (Hymenoptera). Special Publications of the International Society of Hymenopterists 1. Washington, D.C., U.S.A., pp. 379–396.

Wu, P., Hasseb, M., Diedrick, W., Ouyang, H., Zhang, R., Kanga, L. & Legaspi, J. 2019. Influence of Plant Direction, Layer, and Spacing on the Infestation Levels of Anthonomus eugenii (Coleoptera: Curculionidae) in Open Jalapeño Pepper Fields in North Florida. Florida entomologist. 102: 501- 508.

Yánez, V. 2020. Efecto de barreras alelopáticas y biocidas en el manejo de insectos plagas del cultivo de papaya (Carica papaya). Tesis Ing. Agr. Quevedo. Ecuador. UTEQ. 91 p.

Zalazar, L. & Salvo, A. 2007. Entomofauna Asociada a Cultivos Hortícolas Orgánicos y Convencionales en Córdoba, Argentina. Neotropical Entomology 36 (5): 765-773.

X. ANEXOS

Cuadro 14**.** Diversidad relativa por área total de la colecta lote comercial y experimental

ORDENES DE INSECTOS	Div. Relativa de ordenes área total colecta		
	J	S	A
COLEOPTERA	48	52	43
LEPIDOPTERA	5	6	7
HEMIPTERA	19	16	16
HIMENOPTERA	8	8	10
DIPTERA	10	9	11
MANTODEA	0	0	0
NEUROPTERA	1	1	1
THYSANOPTERA	9	8	12
TROMBIDIFORMES	1	1	1
PROSTIGMATA	0	0	0
	100	**100**	**100**

Cuadro 15. Diversidad relativa por orden en lote comercial

ORDENES DE INSECTOS	Div. relativa de ordenes		
	J	**S**	**A**
COLEOPTERA	40.8	42.5	40.3
LEPIDOPTERA	8.2	11.4	9.3
HEMIPTERA	8.5	7.0	7.1
HIMENOPTERA	10.1	12.0	10.4
DIPTERA	18.1	13.2	17.1
MANTODEA	0.2	0.0	0.0
NEUROPTERA	1.0	1.0	0.9
THYSANOPTERA	10.7	9.5	13.0
TROMBIDIFORMES	2.5	2.8	1.9
PROSTIGMATA	0.0	0.5	0.0

Cuadro 16. Índice de dominancia Simpson

Índice Dominancia Simpson

ORDENES DE INSECTOS	LOTE COMERCIAL			
	J	S	A	
COLEOPTERA	0.1663	0.1805	0.1621	
LEPIDOPTERA	0.0067	0.0130	0.0087	
HEMIPTERA	0.0073	0.0049	0.0051	
HIMENOPTERA	0.0102	0.0145	0.0108	
DIPTERA	0.0326	0.0175	0.0292	
MANTODEA	0.0000	0.0000	0.0000	
NEUROPTERA	0.0001	0.0001	0.0001	
THYSANOPTERA	0.0114	0.0089	0.0169	
TROMBIDIFORMES	0.0006	0.0008	0.0004	
PROSTIGMATA	0.0000	0.0000	0.0000	
	0.2352	0.2403	0.2332	Dominancia
	1.00000	1.00000	1.0000	
	0.76483	**0.75974**	**0.7668**	diversidad

Cuadro 17**.** Índice de diversidad Shannon-Wiener

Índice diversidad Shannon-Wiener

ORDENES DE INSECTOS	LOTE COMERCIAL			
	J	S	A	
COLEOPTERA	-0.3658	-0.3637	-0.3663	
LEPIDOPTERA	-0.2044	-0.2475	-0.221	
HEMIPTERA	-0.2102	-0.1861	-0.1885	
HIMENOPTERA	-0.2315	-0.255	-0.2353	
DIPTERA	-0.3091	-0.2674	-0.302	
MANTODEA	-0.0121	0	0	
NEUROPTERA	-0.045	-0.0474	-0.0411	
THYSANOPTERA	-0.2389	-0.223	-0.2651	
TROMBIDIFORMES	-0.0929	-0.1014	-0.0767	
PROSTIGMATA	0	-0.0273	0	
	-1.7099	**-1.7187**	**-1.696**	
	-1	**-1**	**-1**	
	1.7099	**1.7187**	**1.6960**	Diversidad

Cuadro 18**.** Diversidad relativa por órdenes en lote experimental

ORDENES DE INSECTOS	Diversidad relativa de órdenes		
	J	S	A
COLEOPTERA	52.8	56.2	45.6
LEPIDOPTERA	3.6	2.9	4.5
HEMIPTERA	24.7	22.3	22.6
HIMENOPTERA	6.1	5.7	9.4
DIPTERA	4.6	5.7	6.2
MANTODEA	0.1	0.2	0.2
NEUROPTERA	0.7	0.5	0.5
THYSANOPTERA	7.3	6.4	11.1
	100.0	**100.0**	**100.0**

Cuadro 19**.** Índice de dominancia Simpson del lote experimental

Índice de dominancia Simpson

ORDENES DE INSECTOS	LOTE EXPERIMENTAL			
	J	S	A	
COLEOPTERA	0.408130	0.373457	0.38590	
LEPIDOPTERA	0.001916	0.000964	0.00367	
HEMIPTERA	0.089754	0.058878	0.09447	
HIMENOPTERA	0.005457	0.003855	0.01631	
DIPTERA	0.003146	0.003855	0.00713	
MANTODEA	0.000002	0.000006	0.00000	
NEUROPTERA	0.000067	0.000033	0.00004	
THYSANOPTERA	0.007907	0.004823	0.02296	
	0.5163794	**0.44587018**	**0.53049**	Dominancia varia de 0 a 1
	1.0000000	1	1.00000	
	0.4836206	**0.55412982**	**0.46951**	Diversidad varia de 0 a 1

Cuadro 20**.** Índice de diversidad de Shannon-Wiener del lote experimental

Índice de diversidad Shannon-Wiener

ORDENES DE INSECTOS	**LOTE EXPERIMENTAL**			
	J	**S**	**A**	
COLEOPTERA	-0.2863	-0.3010	-0.29575	
LEPIDOPTERA	-0.1370	-0.1078	-0.16990	
HEMIPTERA	-0.3611	-0.3436	-0.36260	
HIMENOPTERA	0.0000	0.0000	0.00000	
DIPTERA	-0.1616	-0.1726	-0.20868	
MANTODEA	-0.0090	-0.0147	-0.01328	
NEUROPTERA	-0.0394	-0.0295	-0.03271	
THYSANOPTERA	0.0000	0.0000	0.00000	
	-0.9943	**-0.9692**	**-1.0829**	
	-1	**-1**	**-1**	
	0.9943	**0.9692**	**1.0829**	Diversidad