

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR

FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS



Insectos y arácnidos asociados a la parte aérea del cultivo de ajonjolí (*Sesamum indicum* L.) en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de El Salvador

Por:

Geovany Alexander Castillo Salaverria

San Salvador, Ciudad Universitaria septiembre de 2020

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS
DEPARTAMENTO DE PROTECCIÓN VEGETAL



Insectos y arácnidos asociados a la parte aérea del cultivo de ajonjolí (*Sesamum indicum* L.) en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de El Salvador

Por:

Geovany Alexander Castillo Salaverria

Requisito para optar al título de:

Ingeniero Agrónomo

San Salvador, Ciudad Universitaria septiembre de 2020

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR

RECTOR:

LIC. M.Sc. ROGER ARMANDO ARIAS ALVARADO

SECRETARIO GENERAL:

ING. FRANCISCO ANTONIO ALARCÓN SANDOVAL

FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS

DECANO:

DR. FRANCISCO LARA ASCENCIO

SECRETARIO:

ING. AGR. BALMORE MARTÍNEZ SIERRA

JEFE DEL DEPARTAMENTO DE PROTECCIÓN VEGETAL

ING. AGR. M.Sc. ANDRÉS WILFREDO RIVAS FLORES

DOCENTES DIRECTORES

ING. AGR. LEOPOLDO SERRANO CERVANTES

ING. AGR. M.Sc. JOSÉ MIGUEL SERMEÑO CHICAS

ING. AGR. M.Sc. DAGOBERTO PÉREZ

COORDINADOR GENERAL DE PROCESOS DE GRADUACIÓN

ING. AGR. RICARDO ERNESTO GÓMEZ ORELLANA

RESUMEN

El estudio se realizó de abril de 2019 a febrero de 2020 en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de El Salvador, la cual se encuentra ubicada en el cantón Talcualuya, municipio de San Luís Talpa, departamento de La Paz, El Salvador, a una altura de 50 msnm. El objetivo de esta investigación fue determinar la abundancia y riqueza de insectos y arácnidos como parte de la diversidad de artrópodos asociados a las diferentes fases fenológicas del cultivo de ajonjolí (*Sesamum indicum* L.). Para ello, se establecieron tres parcelas de 100 m², realizando muestreos cada quince días, utilizando red entomológica y recolecta manual. Se tomaron 10 sitios de muestreo en forma de “zig zag”, se muestreo un metro lineal en el surco donde se ubicó cada sitio en cada parcela. Las muestras fueron llevadas al Laboratorio para preservar los insectos en alfileres entomológicos y las arañas fueron colocadas en frascos con alcohol etílico 80%; y posteriormente se identificaron los organismos. Se recolectaron 1,633 insectos y se identificaron 11 Órdenes con 72 Familias y 56 Géneros. La mayor población de insectos se observó durante la floración y fructificación, siendo las Familias más abundantes Cicadellidae, Chrysomelidae, Miridae, Apidae, Braconidae, Vespidae, además los géneros más abundantes fueron *Oecleus* sp., *Carneocephala* sp., *Cyrtopeltis* sp., *Apis mellifera*, *Disonycha ovata*, *Estigmene acrea*, *Chelonus* sp. y *Polybia* sp. Tenebrionidae y Gelechiidae fueron más abundantes asociados a las semillas en almacenamiento. Se recolectaron 163 arañas con 7 familias y 17 géneros pertenecientes al Orden Araneae, la familia más abundante fue Thomisidae y el género más abundante *Misumena* sp. Los insectos fitófagos representan el 58.85%, polinizadores 14.59%, insectos depredadores 10.18%, arañas 9.08%, parasitoides 6.63% y saprófagos 0.67%. El gremio alimenticio más abundante fue Picadores – chupadores con 66.04%, defoliadores externos 19.96%, carpófagos primarios 2.37%, minadores de hoja 1.89%, barrenadores de semilla 0.28%, y 9.46% de individuos que fungen como defoliadores externos y carpófagos primarios. La mayor riqueza de insectos (Dmg=7.95), equidad ($H' = 3.39$) y menor dominancia ($1-D = 0.96$) se obtuvo en la fase de fructificación. La relación entre las variables en estudio ($p < 0.05$) indica que la riqueza y abundancia de insectos y arañas se ve influenciada por las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí. De los resultados del estudio se elaboró una Guía Ilustrada de insectos y arañas.

Palabras clave: Rol ecológico, gremio alimenticio, fase fenológica.

ABSTRACT

The study was carried out from April 2019 to February 2020 at the Experimental and Practice Station of the Faculty of Agronomic Sciences, University of El Salvador, which is located in the Talcualuya canton, municipality of San Luís Talpa, department of La Paz, El Salvador, at a height of 50 meters above sea level. The objective of this research was to determine the abundance and richness of insects and arachnids as part of the diversity of arthropods associated with the different phenological phases of the sesame (*Sesamum indicum* L.) crop. For this, three plots of 100 m² were established, sampling every fifteen days, using entomological network and manual collection, 10 sampling sites were taken in the form of a "zig zag", a linear meter was sampled in the furrow where each site on each plot. The samples were taken to the Laboratory to preserve the insects in entomological pins and the spiders were placed in bottles with 80% ethyl alcohol; and later the organisms were identified. 1,633 insects were collected and 11 Orders with 72 Families and 56 Genera were identified. The largest population of insects was observed during flowering and fruiting, the most abundant families being Cicadellidae, Chrysomelidae, Miridae, Apidae, Braconidae, Vespidae, in addition the most abundant genera were *Oecleus* sp., *Carneocephala* sp., *Cyrtopeltis* sp., *Apis mellifera*, *Disonycha ovata*, *Estigmene acrea*, *Chelonus* sp. and *Polybia* sp. Tenebrionidae and Gelechiidae were more abundant associated with seeds in storage. 163 spiders were collected with 7 families and 17 genera belonging to the Order Araneae, the most abundant family was Thomisidae and the most abundant genus *Misumena* sp. Phytophagous insects represent 58.85%, pollinators 14.59%, predatory insects 10.18%, spiders 9.08%, parasitoids 6.63% and saprophages 0.67%. The most abundant food guild was biting - suckers with 66.04%, external defoliators 19.96%, primary carpophagi 2.37%, leaf miners 1.89%, seed borers 0.28%, and 9.46% of individuals that act as external defoliators and primary carpophagi. The highest richness of insects ($D_{mg} = 7.95$), equity ($H' = 3.39$) and lowest dominance ($1-D = 0.96$) was obtained in the fruiting phase. The relationship between the variables under study ($p < 0.05$) indicates that the richness and abundance of insects and spiders is influenced by the phenological phases of sesame cultivation. From the results of the study, an Illustrated Guide to insects and spiders was developed.

Key words: Ecological role, food guild, phenological phase.

AGRADECIMIENTOS

A DIOS por darme las fuerzas y la sabiduría para continuar mi carrera Universitaria, superando todas las adversidades que a lo largo de mi vida se me han presentado.

A MIS PADRES Humberto Castillo, Dora Elia Salaverria, por apoyarme siempre y ayudarme a continuar mis estudios Universitarios, y ser los pilares en mi vida.

A MI HERMANO José Alexander Castillo, por apoyarme mientras pudo, en mi vida personal y durante mis estudios e instarme a siempre continuar.

A MIS ASESORES Ing. Agr. Leopoldo Serrano Cervantes, Ing. Agr. M.Sc. José Miguel Sermeño Chicas e Ing. Agr. M.Sc. Dagoberto Pérez, por su apoyo incondicional durante mi proyecto de investigación y su amistad.

Al SEÑOR Geovany Contreras, por su apoyo en el manejo del cultivo de ajonjolí en la Estación Experimental y de Prácticas.

A MI COMPAÑERO Ricardo Chile, por su apoyo y acompañamiento en las visitas de campo a las parcelas de ajonjolí en la Estación Experimental y de Prácticas.

A LOS DOCENTES del Departamento de Protección Vegetal, por su apoyo en muchas circunstancias de mi carrera.

A Gabriela Guzmán, por su apoyo incondicional en muchas circunstancias.

A MIS COMPAÑEROS de ASECAS y FIECA, por su amistad y compañerismo durante mi estancia en la Universidad de El Salvador.

A MIS COMPAÑEROS de clases, por su amistad y apoyo mutuo en las asignaturas que cursamos.

A los trabajadores de la Estación Experimental y de Prácticas, por su apoyo en algunas actividades de manejo del cultivo.

Al ING. M.Sc. Juan Rosa Quintanilla, por su apoyo en muchas circunstancias durante mi estancia en la Universidad.

Al DR Francisco Lara Ascencio, por su apoyo en muchas circunstancias durante mi estancia en la Universidad.

A MI tío Rene Castillo, por su apoyo en diferentes ocasiones durante mi carrera Universitaria.

A Enrique Maldonado, por su ayuda en la identificación de arañas.

DEDICATORIA

A DIOS por cuidarme y darme siempre fuerzas para continuar.

A MI HERMANO José Alexander Castillo, porque fue un pilar fundamental en mi vida y siempre se sentía orgulloso de mis logros.

A MIS PADRES, por ser fundamentales en mi vida y apoyarme para completar mis estudios Universitarios.

ÍNDICE GENERAL

RESUMEN	iv
ABSTRACT	v
AGRADECIMIENTOS.....	vi
DEDICATORIA	vii
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	2
2.1. Origen del cultivo de ajonjolí y su distribución geográfica.....	2
2.2. Generalidades del cultivo de ajonjolí.....	2
2.3. Usos del ajonjolí	2
2.4. Aspectos botánicos del cultivo de ajonjolí	3
2.4.1. Estructuras vegetativas del cultivo.....	3
2.4.2. Estructuras reproductivas del cultivo.....	3
2.5. Fase fenológica de un cultivo	3
2.6. Ecología e importancia de los insectos	4
2.7. Formas de alimentación de los insectos.....	4
2.7.1. Saprófagos	4
2.7.2. Fitófagos.....	4
2.7.3. Zoófagos	5
2.8. Insectos Fitófagos	5
2.9. Insectos benéficos.....	5
2.9.1. Insectos polinizadores.....	6
2.9.2. Insectos depredadores	6
2.9.3. Insectos parasitoides.....	7
2.10. Insectos vectores.....	7
2.11. Gremios alimenticios de los insectos	8
2.11.1. Picadores-chupadores (P.C.) = Succionadores de savia	8
2.11.2. Defoliadores externos (D.E.) = Masticadores externos.....	8
2.11.3. Carpófagos primarios (C.P.) = Masticadores internos.....	8
2.11.4. Minadores de hoja	9
2.11.5. Barrenadores de semilla o ramas (B.S.)	9
2.12. Órdenes y Familias reportadas en ajonjolí	9
2.13. Orden Hemiptera, suborden Heteroptera	9
2.13.1. Familia Alydidae.....	9
2.13.2. Familia Berytidae	10
2.13.3. Familia Coreidae	10
2.13.4. Familia Corimelaenidae.....	10

2.13.5.	Familia Geocoridae.....	10
2.13.6.	Familia Lygaeidae.....	11
2.13.7.	Familia Miridae.....	11
2.13.8.	Familia Pentatomidae.....	11
2.13.9.	Familia Reduviidae.....	12
2.13.10.	Familia Rhopalidae.....	12
2.13.11.	Familia Scutelleridae.....	12
2.13.12.	Familia Tingidae.....	13
2.14.	Orden Hemiptera, suborden Auchenorrhyncha.....	13
2.14.1.	Familia Cicadellidae.....	13
2.14.2.	Familia Cixiidae.....	13
2.14.3.	Familia Delphacidae.....	14
2.14.4.	Familia Dactylopharidae.....	14
2.14.5.	Familia Flatidae.....	14
2.14.6.	Familia Issidae.....	15
2.14.7.	Familia Membracidae.....	15
2.15.	Orden Orthoptera.....	15
2.15.1.	Familia Acrididae.....	15
2.15.2.	Familia Gryllidae.....	16
2.15.3.	Familia Tettigoniidae.....	16
2.15.4.	Familia Tetrigidae.....	16
2.15.5.	Familia Tridactylidae.....	16
2.16.	Orden Diptera.....	17
2.16.1.	Familia Asilidae.....	17
2.16.2.	Familia Bibionidae.....	17
2.16.3.	Familia Dolichopodidae.....	17
2.16.4.	Familia Lonchaeidae.....	18
2.16.5.	Familia Muscidae.....	18
2.16.6.	Familia Micropezidae.....	18
2.16.7.	Familia Mydidae.....	18
2.16.8.	Familia Stratiomyidae.....	19
2.16.9.	Familia Syrphidae.....	19
2.16.10.	Familia Ulididae.....	20
2.17.	Orden Coleoptera.....	20
2.17.1.	Familia Cantharidae.....	20
2.17.2.	Familia Carabidae.....	20
2.17.3.	Familia Cerambycidae.....	20

2.17.4.	Familia Chrysomelidae.....	21
2.17.5.	Familia Curculionidae.....	21
2.17.6.	Familia Elateridae	21
2.17.7.	Familia Nitidulidae	22
2.17.8.	Familia Staphylinidae	22
2.17.9.	Familia Tenebrionidae.....	22
2.17.10.	Familia Rhipiphoridae.....	23
2.18.	Orden Hymenoptera.....	23
2.18.1.	Familia Apidae.....	23
2.18.2.	Familia Anthophoridae.....	23
2.18.3.	Familia Braconidae.....	23
2.18.4.	Familia Chalcididae	24
2.18.5.	Familia Colletidae	24
2.18.6.	Familia Cynipidae	24
2.18.7.	Familia Eurytomidae.....	25
2.18.8.	Familia Formicidae	25
2.18.9.	Familia Halictidae.....	25
2.18.10.	Familia Ichneumonidae.....	25
2.18.11.	Familia Megachilidae	26
2.18.12.	Familia Perilampidae.....	26
2.18.13.	Familia Pompilidae	26
2.18.14.	Familia Pteromalidae	27
2.18.15.	Familia Scelionidae.....	27
2.18.16.	Familia Tiphidae	27
2.18.17.	Familia Vespidae	28
2.19.	Orden Lepidoptera.....	28
2.19.1.	Familia Arctiidae	28
2.19.2.	Familia Gelechiidae	28
2.19.3.	Familia Hesperidae	29
2.19.4.	Familia Noctuidae	29
2.19.5.	Familia Nymphalidae	29
2.19.6.	Familia Pyralidae.....	29
2.20.	Orden Neuroptera.....	30
2.20.1.	Familia Chrysopidae.....	30
2.21.	Orden Mantodea.....	30
2.21.1.	Familia Mantidae.....	30
2.22.	Orden Araneae.....	30

2.22.1.	Familia Araneidae	31
2.22.2.	Familia Clubionidae	31
2.22.3.	Familia Mimetidae	31
2.22.4.	Familia Oxyopidae	31
2.22.5.	Familia Salticidae	32
2.22.6.	Familia Sparassidae	32
2.22.7.	Familia Thomisidae.....	32
3.	METODOLOGÍA.....	33
3.1.	Descripción del estudio	33
3.2.	Metodología de campo.....	33
3.2.1.	Delimitación del estudio.....	33
3.2.2.	Preparación de terreno, medición de parcelas y siembra.....	34
3.2.3.	Manejo del cultivo.....	35
3.2.4.	Muestreos.....	36
3.2.5.	Técnicas de recolecta	38
3.2.6.	Cosecha.....	39
3.3.	Metodología de laboratorio.....	39
3.3.1.	Procesamiento de organismos	40
3.3.2.	Cuantificación e identificación de insectos en semilla en almacenamiento.....	42
3.3.3.	Identificación de insectos y arañas.....	42
3.4.	Metodología estadística.....	43
3.4.1.	Diseño de la muestra	43
3.4.2.	Identificación de variables.....	44
3.4.3.	Parámetros evaluados	44
3.4.4.	Procesamiento de datos.....	44
3.4.5.	Análisis y presentación de datos	44
4.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	47
4.1.	Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Órdenes de insectos y arañas.....	47
4.2.	Riqueza y abundancia de Familias y Géneros de insectos.....	50
4.3.	Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias y Géneros del Orden Hemiptera, suborden Heteroptera	53
4.4.	Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias y Géneros del Orden Hemiptera, suborden Auchenorrhyncha	57
4.5.	Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias y Géneros del Orden Orthoptera.....	60

4.6.	Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias del Orden Diptera	61
4.7.	Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias y Géneros del Orden Coleoptera	62
4.8.	Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias y Géneros del Orden Hymenoptera	66
4.9.	Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias y Géneros del Orden Lepidoptera	71
4.10.	Insectos encontrados en semillas en almacenamiento	73
4.11.	Abundancia y dinámica poblacional de insectos según rol ecológico	74
4.12.	Abundancia y dinámica poblacional de insectos según gremio alimenticio	82
4.13.	Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias y Géneros de Arañas (Araneae)	86
4.14.	Análisis de índices de diversidad de insectos según fase fenológica del cultivo de ajonjolí	90
4.15.	Análisis de índices de diversidad de arañas según fase fenológica del cultivo de ajonjolí	93
4.16.	Análisis de índices de diversidad para roles ecológicos según fase fenológica del cultivo de ajonjolí	96
4.17.	Análisis de Regresión Lineal	97
4.18.	Análisis de curva de acumulación de especies	98
4.19.	Elaboración de Guía Ilustrada de insectos y arañas asociados al cultivo de ajonjolí (<i>Sesamum indicum</i> L)	99
4.20.	Medición del rendimiento del área cultivada	99
5.	CONCLUSIONES	100
6.	RECOMENDACIONES	102
7.	BIBLIOGRAFÍA	103
8.	ANEXOS	123

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1.	Riqueza y abundancia de Ordenes de insectos y arañas, recolectados en el cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz	47
Cuadro 2.	Riqueza y abundancia de Ordenes de insectos y arañas, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz	49

Cuadro 3. Riqueza y abundancia de Familias y géneros de insectos, recolectados en el cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.....	51
Cuadro 4. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias de Hemiptera: Heteroptera, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.....	54
Cuadro 5. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Géneros fitófagos de Hemiptera: Heteroptera, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.....	56
Cuadro 6. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de géneros depredadores de Hemiptera: Heteroptera, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.	57
Cuadro 7. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias de Hemiptera: Auchenorrhyncha, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.	58
Cuadro 8. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Géneros de Hemiptera: Auchenorrhyncha, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.	59
Cuadro 9. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias de Orthoptera, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.....	60
Cuadro 10. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Géneros de Orthoptera, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.....	61
Cuadro 11. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias de Diptera, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad	

de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.....	62
Cuadro 12. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias de Coleoptera, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.....	64
Cuadro 13. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Géneros de Coleoptera, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.....	66
Cuadro 14. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias de Hymenoptera, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.....	68
Cuadro 15. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Géneros de Hymenoptera, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.....	71
Cuadro 16. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias de Lepidoptera, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.....	72
Cuadro 17. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Géneros de Lepidoptera, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.....	73
Cuadro 18. Familias de insectos encontrados en semillas en almacenamiento, en un volumen de 10 libras, recolectados en julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.....	74
Cuadro 19. Abundancia de insectos y arañas según rol ecológico, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.....	81
Cuadro 20. Abundancia de insectos según gremio alimenticio, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias	

Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.....	85
Cuadro 21. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias y Géneros de arañas, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.....	89
Cuadro 22. Calculo de índices de diversidad de insectos según fase fenológica del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.....	91
Cuadro 23. Calculo de índices de diversidad de arañas según fase fenológica del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.....	94
Cuadro 24. Calculo de índices de diversidad para roles ecológicos, según fase fenológica del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.....	97

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Diseño de parcelas de ajonjolí para estudio.....	33
Figura 2. Labores de preparación de terreno (a), (b) y (c) rastreado del terrero...	34
Figura 3. Labores de preparación de terreno (a) y (b) surcado del terreno.....	34
Figura 4. Delimitación de parcelas, (a) medición de las parcelas, (b) parcela medida y delimitada con estacas.....	35
Figura 5. Siembra de semilla (a) y (b).	35
Figura 6. Semilla de ajonjolí obtenida en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas.	35
Figura 7. Riego de parcelas, realizado constantemente durante el ciclo del cultivo.....	36
Figura 8: limpieza de maleza. (a) y (b) primeras semanas del cultivo, (c) limpieza manual con cuma, (d) plantas adultas, entre surcos libres de maleza....	36
Figura 9. Desarrollo del cultivo de ajonjolí: cultivo a los 45 días después de germinación (a), cultivo al inicio de la floración (b), cultivo en floración (c) y (d), cultivo en fase de fructificación (e), (f) y (g).....	36
Figura 10. Recolecta de insectos y arañas usando red entomológica (a), (b) y (c).....	37
Figura 11. Identificación de muestras y colocación de insectos en bolsas plásticas.....	37
Figura 12. Recolecta manual de insectos y arañas usando frascos plásticos (viales) (a), (b) y (c).....	38
Figura 13. Visita de asesores al lugar del estudio.....	38
Figura 14. Red entomológica aérea.....	39

Figura 15. Cosecha de las plantas de ajonjolí (a) y pesado de semilla (b).....	39
Figura 16. Procesamiento de insectos y arañas en laboratorio (a) y (b).....	40
Figura 17. Alfileres entomológicos (a) y (b).....	40
Figura 18. Acomodación de patas y pinchado de insectos con ayuda de alfileres (a) y (b).....	41
Figura 19. Colocación de insectos pequeños en triángulos (a), (b) y (c).....	41
Figura 20. Colocación de alfileres con uso de gradilla (cubo de montaje).....	41
Figura 21. Preservación de arañas en frascos con alcohol etílico al 80%.....	41
Figura 22. Preservación de insectos en cajas entomológicas.....	42
Figura 23. Sitios de muestreo en parcelas	44
Figura 24. Abundancia relativa de insectos y arañas según Orden, recolectados en el cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.....	48
Figura 25. Comportamiento de los valores de dominancia (D) para insectos, según muestreo y fase fenológica del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.....	92
Figura 26. Comportamiento de los valores del índice de dominancia de Simpson (1-D) para insectos, según muestreo y fase fenológica del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.. ..	92
Figura 27. Comportamiento de los valores del índice Shannon (H') para insectos, según muestreo y fase fenológica del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.....	93
Figura 28. Comportamiento de los valores del índice de Margalef (Dmg) para insectos, según muestreo y fase fenológica del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.....	93
Figura 29. Comportamiento de los valores de Dominancia (D) para arañas, según muestreo y fase fenológica del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.. ..	94
Figura 30. Comportamiento de los valores del índice de dominancia de Simpson (1-D) para arañas, según muestreo y fase fenológica del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.....	95
Figura 31. Comportamiento de los valores del índice de Shannon (H') para arañas, según muestreo y fase fenológica del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de	

Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz..	95
Figura 32. Comportamiento de los valores del índice de Margalef (Dmg) para arañas, según muestreo y fase fenológica del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.....	96
Figura 33. Diagrama de dispersión y recta de regresión..	98
Figura 34. Curva de acumulación de especies en el cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.....	99

ÍNDICE DE ANEXOS

Cuadro A-1. Cuadro nutricional del cultivo de ajonjolí.....	123
Cuadro A-2. Resumen del modelo de Regresión lineal simple.....	123
Cuadro A-3. Análisis de varianza (ANOVA)..	123
Cuadro A-4. Coeficientes de regresión..	124
Cuadro A-5. Área de siembra, rendimiento y producción total de ajonjolí en El Salvador.....	124
Figura A-1. Orden Neuroptera. (a) huevos, (b) inmaduro de Chrysopidae.....	124
Figura A-2. Orden Mantodea. Mantidae	125
Figura A-3. Orden Hemiptera: Heteroptera.....	125
Figura A-4. Orden Hemiptera: Auchenorrhyncha.....	126
Figura A-5. Orden Orthoptera.....	126
Figura A-6. Orden Diptera.....	127
Figura A-7. Orden Coleoptera.....	127
Figura A-8. Orden Hymenoptera..	128
Figura A-9. Orden Lepidoptera.....	129
Figura A-10. Daños a las cápsulas (fruto) del ajonjolí.....	129
Figura A-11. Orden Araneae.....	130
Figura A-12. Área de siembra y producción total de ajonjolí en El Salvador.....	131

1. INTRODUCCIÓN

El reporte de área de siembra de ajonjolí en El Salvador para el año 2016 - 2017 es de 1,199 mz, con una producción promedio de 11.3 quintales por manzana (qq/mz) (MAG 2017), mientras que para el año 2017 - 2018 el área de siembra es de 2,252 mz y una producción promedio de 9.5 quintales por manzana (qq/mz) (MAG 2018). A nivel centroamericano, el principal productor de ajonjolí es Guatemala y en segundo lugar El Salvador, manteniendo de igual forma sus posiciones como países exportadores. En El Salvador las áreas de siembra se localizan en la zona baja y media, en departamentos de Ahuachapán, La Libertad, La Paz, San Vicente y Usulután. Es un producto con potencial, pues Estados Unidos presenta una demanda significativa de la semilla de ajonjolí (Navarrete 2008). La semilla es rica en grasas (52%) y proteína (22%). Produce uno de los aceites más refinados, rico en ácido graso insaturado, propiedad antiinflamatoria, debido a la presencia del sesamol (Urutiaga 2007).

En Centroamérica, Nicaragua aporta mucha información sobre los insectos asociados al cultivo de ajonjolí, sin embargo la investigación más detallada fue la de Salazar en 1999 realizada en dicho país hace 20 años, donde anteriormente Maes y Robleto en 1988 también presentaron un catálogo; aunque se encuentra información, ésta no es actualizada sobre los insectos y arañas, dinámica poblacional y función que cumple cada uno de los organismos asociados al ajonjolí.

En El Salvador, la información sobre el estudio de insectos y arañas asociados al cultivo del ajonjolí (*Sesamum indicum* L.) es escasa. Así mismo muchos agricultores desconocen la diversidad de insectos benéficos que es posible encontrar en este cultivo, lo que incluye insectos depredadores y parasitoides que juegan un papel importante en la regulación de las poblaciones de insectos fitófagos. Es importante destacar la función de los polinizadores, que según Montilla y Cedeño (1998), observaron que las plantas con flores expuestas a la polinización incrementaron su rendimiento. El objetivo de esta investigación fue determinar la abundancia y riqueza de insectos y arácnidos como parte de la diversidad de artrópodos asociados a las diferentes fases fenológicas del cultivo de ajonjolí (*Sesamum indicum* L.) en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de El Salvador.

2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1. Origen del cultivo de ajonjolí y su distribución geográfica

Se considera que tuvo su origen en Etiopía (África) y como regiones o países de diversificación secundaria fueron: India, Japón y China. Después del descubrimiento de América, fue llevado a México, luego a países de Centro América con climas cálidos de zonas tropicales (FAO s.f.). El sésamo o ajonjolí (*Sesamum indicum* L.) es una de las plantas cultivadas más antiguas del mundo. Hoy en día, India y China son los productores más grandes del mundo, seguidos por Myanmar, Sudan, México, Nigeria, Venezuela, Turquía, Uganda y Etiopía. Con el descubrimiento de América, los esclavos negros provenientes del África, trajeron la semilla a México y Centroamérica (FUNICA 2007).

2.2. Generalidades del cultivo de ajonjolí

El ajonjolí o sésamo (*Sesamum indicum* L.) es una planta oleaginosa dicotiledónea de la Familia de las Pedaliáceas que se cultiva en zonas tropicales y subtropicales de varias partes del mundo. Crece en forma recta y puede llegar a tener hasta dos metros de altura. Es un cultivo transitorio y su periodo vegetativo oscila entre los 3 - 4 meses (Corporación PBA 2013). El ajonjolí posee un alto valor nutritivo (Cuadro A-1) y su aceite es de mejor calidad que del resto de oleaginosas (Revista de Comercio Exterior s.f.). Se caracteriza por ser una planta herbácea que soporta temperaturas que fluctúan entre 20° y 35°C, y que requiere de precipitaciones pluviales entre 400 y 900 mm. Es un cultivo poco exigente de nutrientes, se desarrolla en una gran variedad de suelos, pero los más aptos son de texturas ligeras: franco, franco arenoso y franco arcilloso, pH entre 5.5 - 7. Se adapta al clima con altitud entre 0 - 600 metros sobre el nivel del mar (Cervantes 2012).

2.3. Usos del ajonjolí

La semilla es rica en grasas (52%) y proteína (22%). Produce uno de los aceites más refinados, rico en ácido graso insaturado, propiedad antiinflamatoria, debido a la presencia del sesamol (Urtiaga 2007). Según Ismaila y Usman citados por Pérez y Salcedo (2018) el aceite de las semillas de dicha planta representa entre el 50 - 60% de su peso. El ajonjolí es una oleaginosa que provee más hierro que el huevo, es una fuente de lecitina (mayor que la soya), es de fácil digestión para el organismo humano, sabor agradable, rico en potasio y sodio. Después de la extracción del aceite la parte residual (pasta) se puede usar para la alimentación del ganado y aves de corral. Actualmente su

uso se ha expandido por todo el mundo y se cultiva preferentemente en climas cálidos como India, China, Ecuador, Centroamérica y México (Revista de Comercio Exterior s.f.).

2.4. Aspectos botánicos del cultivo de ajonjolí

2.4.1. Estructuras vegetativas del cultivo

El sistema radical es bien desarrollado y fibroso. Las pocas raíces principales se ramifican hasta alcanzar alrededor de 80 a 120 cm de profundidad. Las raicillas crecen en un radio de 50 cm a la planta, lo cual permite una eficiente absorción de agua (Bastilla y Lascarro 2003). El tallo generalmente muy ramificado (Corporación PBA 2013), erecto, cilíndrico, cuadrangular y puede tener seis lados. El corte transversal del tallo muestra un área externa dura con médula blanca. La médula está compuesta de parénquima suave que en los tallos adultos tiende a desaparecer dejando un hueco al centro. Las hojas en la parte inferior del tallo son decusadas, es decir que en un par salen opuestas en los surcos y en el siguiente con un ángulo de 90 grados con respecto al primero. El tamaño es de 3 a 17 centímetros de largo, por uno a cinco centímetros de ancho, pecíolo largo, de formas lobuladas en la base y lanceoladas en la parte apical (Cervantes 2012).

2.4.2. Estructuras reproductivas del cultivo

La flor es de color blanco rojizo o amarillo (Corporación PBA 2013), es gamopétala, con cáliz pequeño y 5 sépalos, solitaria y pedicelo cortó. La corola puede ser blanca o morada, campanulada, limbo irregular con cinco lóbulos, pubescente en su interior. Tiene ovario súpero con dos celdas, planta autógama. Las yemas florales aparecen solitarias o en grupos en las axilas de las hojas. El fruto es una cápsula de dos a cinco centímetros de largo, formada generalmente de dos carpelos divididos en dos para formar cuatro celdas. Es pubescente y dehiscente con 15 a 25 semillas por cápsula. A la madurez se abre por las suturas longitudinales de la cápsula, lo que determina que la parte superior se divide en dos. La semilla es aplanada, mide de dos a cuatro milímetros de longitud y uno a dos milímetros de ancho (Cervantes 2012). Según la variedad, la semilla puede ser blanca, amarilla, roja, marrón o negra (Corporación PBA 2013).

2.5. Fase fenológica de un cultivo

Una fase fenológica es el período durante el cual aparecen, se transforman o desaparecen los órganos de las plantas. También puede entenderse como el tiempo de una manifestación biológica. Dentro de ciertas etapas se presentan períodos críticos, que

son el intervalo breve durante el cual la planta presenta la máxima sensibilidad a determinado evento meteorológico, de manera que las oscilaciones en los valores de éste evento se reflejan en el rendimiento del cultivo; estos periodos críticos se presentan generalmente poco antes o después de las fases, durante dos o tres semanas. El comienzo y fin de las fases y etapas sirven como medio para juzgar la rapidez del desarrollo de las plantas (Yzarra y López 2011). El ciclo del cultivo de ajonjolí es corto, hasta 120 días. Las flores aparecen entre los 60 y 75 días de haber sido plantadas (EAP 2001).

2.6. Ecología e importancia de los insectos

Los insectos pueden ser consumidores primarios (fitófagos, fungívoros o xilófagos) también pueden ser consumidores secundarios (depredadores, parasitoides o hiperparasitoides), también pueden estar incluidos en la cadena de descomposición (saprófagos, coprófagos, necrófagos) (Maes citado por Jiménez 2009). Los insectos han sido un elemento importante no sólo por su función en los ecosistemas terrestres, sino también por su influencia en las sociedades humanas. Desde los albores de la humanidad estos organismos han sido parte de la alimentación, la salud, la cultura y de los agro ecosistemas no sólo como competidores, sino también como elementos pronosticadores y promotores de servicios eco sistémicos (Guzmán *et al.* 2016).

2.7. Formas de alimentación de los insectos

2.7.1. Saprófagos

Se nutren de materia orgánica muerta. Se alimentan de desechos en general, comedores de humus, estiércol, limitados a los tejidos de animales y vegetales muertos y comedores de carroña (Jiménez 2009). La importancia agrícola radica en el reciclaje de materia orgánica que estos organismos realizan (Universidad Nacional de Córdoba s.f.). Los artrópodos edáficos desmenuzan la materia orgánica, haciéndola más accesible para la acción de las bacterias y los hongos, quienes descomponen en forma selectiva los azúcares, la celulosa y la lignina, por lo que tienen un papel primordial en las redes tróficas (Palacios *et al.* 2014).

2.7.2. Fitófagos

Se alimentan de plantas vivas, como aradores (minadores de hojas), taladradores de tallos, rizófagos, formadores de agallas (agalladores), chupadores de savia, micetófagos

(comedores de hongos) (Jiménez 2009). En general, todos los principales cultivos perennes y anuales tienen sus plagas clave, que requieren medidas de control para evitar pérdidas en la producción. Cuando se cuantifica el daño por estos insectos, se obtienen valores muy altos, que pueden alcanzar miles de millones de dólares anualmente en todo el mundo (Zucchi y Silveira 2012).

2.7.3. Zoófagos

Comprende a todos los insectos que se alimentan de otros organismos vivos, siendo los más importantes los mismos insectos desde el punto de vista agrícola. Hay dos formas distintas de conseguir el alimento, por lo cual se divide a este grupo en parasitoides y depredadores. Se alimentan de hemolinfa (Universidad Nacional de Córdoba s.f.).

2.8. Insectos Fitófagos

En su mayoría se encuentran ubicados en nueve Ordenes: Coleoptera, Diptera, Hemiptera, Hymenoptera, Lepidoptera, Orthoptera, Phasmatodea, Thysanoptera, Homoptera. Una población de insectos se considera plaga cuando reduce la cantidad o calidad de aquello que es utilizado por el humano (Jiménez 2009). Las plagas agrícolas son poblaciones de organismos y microorganismos fitófagos que disminuyen la producción del cultivo, reduce el valor de la cosecha e incrementa los costos de producción. Las bajas densidades se deben a la acción de enemigos naturales eficaces, cultivo de variedades resistentes, aplicación de prácticas culturales desfavorables para el desarrollo de los insectos o la existencia de condiciones climáticas adversas. Si desaparecen los factores de represión natural, pueden transformarse en plagas reales (Ortiz s.f.). Constituyen el grupo más numeroso de los insectos y dentro de estos están los defoliadores, floeófagos, xilófagos, polinófagos, carpófagos y rizófagos (Montoya 2010).

2.9. Insectos benéficos

Se entiende por insectos benéficos los que intervienen positivamente en las actividades del humano. Los aspectos más importantes que se toman en cuenta para los insectos benéficos, comprenden la polinización y el control de plagas (Jiménez 2009). Otros artrópodos como las arañas y algunos ácaros también son benéficos. Existen dos principales tipos de artrópodos benéficos: depredadores y parasitoides. Los depredadores, como por ejemplo las mariquitas y arañas, atacan a diversos tipos de insectos y consumen diversas presas en el transcurso de su ciclo de vida. Los

parasitoides son moscas o avispas que depositan sus huevos sobre o dentro de otros artrópodos; a éstos se les llama parásitos (Smith y Capinera s.f.).

2.9.1. Insectos polinizadores

La polinización entomófila es indispensable para la producción global de alimentos, considerándose un servicio eco sistémico clave. La importancia de los insectos polinizadores en la producción de alimento a nivel mundial es indiscutible, y puede argumentarse que será cada vez mayor en un contexto de incremento de las necesidades de producción de alimento y declive de los polinizadores, especialmente la abeja doméstica (Miñarro *et al.* 2018). Las abejas son insectos polinizadores extremadamente eficientes. La polinización (fecundación de plantas mediante la transferencia de polen) permite la formación de frutos y semillas, para la reproducción sexual de las plantas. En el sector agrícola mundial, la polinización por insectos tiene un valor anual estimado entre 235 y 577 mil millones de dólares. Su valor de protección de biodiversidad y equilibrio ecológico es aún mayor, pero es difícil de estimar económicamente. Generalmente, si las flores son polinizadas se transforman en frutos o de lo contrario se marchitan. Por esta razón, la polinización es fundamental para la agricultura (Heiblum 2019).

Los polinizadores pueden proveer, como servicio ecosistémico de producción, beneficios directos incrementando la cantidad y estabilidad de la producción de cultivos (kilogramos de producto por hectárea) y la calidad (por ejemplo, tamaño del fruto, forma y peso), y efectos indirectos, como servicio ecosistémico de regulación, en el mantenimiento de la biodiversidad de plantas y animales y sus beneficios asociados para el bienestar humano (Garibaldi citado por Moreno *et al.* 2018).

2.9.2. Insectos depredadores

Son organismos que buscan, capturan y devoran a sus presas, que generalmente son más pequeñas. A menudo necesitan varias presas para completar su desarrollo y en general tanto adultos como inmaduros son entomófagos (Castillo y Jiménez 1998). Los más comunes son insectos de los Ordenes Coleoptera, Hemiptera, Diptera, Dermaptera, Neuroptera, Thysanoptera, Hymenoptera, así como ácaros y arañas de diferentes familias. Un caso muy interesante son las arañas, que suelen ocupar una posición terminal en las cadenas tróficas, ya que desempeñan un papel importantísimo como depredadores de insectos; estas paralizan a sus presas con el veneno de sus quelíceros,

la mayoría inyectan enzimas digestivas en la presa, realizando una digestión externa, al menos parcial. Muchas mastican a la presa parcialmente con dientes que forman parte del artejo basal de los quelíceros, ahí se localizan también comúnmente setas que permiten en muchos casos filtrar eficazmente el alimento, separando las partículas sólidas del líquido (Vásquez *et al.* 2008). La presencia de los depredadores en los ecosistemas es fundamental para la regulación de poblaciones de insectos fitófagos (Gonzales *et al.* 2014). El control biológico en su esencia, surgió a partir de la dinámica poblacional entre insectos depredadores e insectos presas que covarían en el tiempo, además del hecho de que algunos depredadores son específicos en cuanto a su preferencia alimenticia (Guzmán *et al.* 2016).

2.9.3. Insectos parasitoides

Son organismos pequeños que depositan sus huevos dentro, sobre, o cerca de su hospedero. Hay diferentes especies que pueden parasitar huevos, larvas, pupas o adultos. Los grupos más importantes de parasitoides son avispidas y moscas (Ordenes Hymenoptera y Diptera) (EAP 2001). Las larvas parasitoides pueden alimentarse del interior (endoparasitoides) o del exterior (ectoparasitoides) del insecto (Jiménez 2009). El estado larvario es parasitoide, mientras que el adulto es de vida libre y muy activo (Vásquez *et al.* 2008). Los parasitoides también se han clasificado según el efecto inmediato del parasitismo en el desarrollo del huésped, en idiobiontes y cenobiontes. Los idiobiontes causan parálisis permanente o incluso la muerte del huésped y, por lo tanto, evitan que continúe su desarrollo, mientras que los cenobiontes permiten que el huésped continúe desarrollándose, al menos durante un tiempo, después de haber sido parasitado (Melo *et al.* 2012). El aumento y liberación de enemigos naturales de plagas es una estrategia de control biológico bien representada en algunos países latinoamericanos (Trujillo 2008).

2.10. Insectos vectores

Los insectos también actúan como vectores de agentes fitopatógenos (virus, bacterias, hongos, etc.), que causan enfermedades en las plantas. También pueden inocular sustancias toxicogénicas durante la alimentación, que causan trastornos fisiológicos que afectan el crecimiento de la planta (por ejemplo, la soja loca causada por las chinches) o de las frutas (como las manchas en el tomate causadas por las moscas blancas). Por lo

tanto, los insectos causan daño al eliminar parte de las plantas, chupando savia e inoculando fitopatógenos y sustancias tóxicas en las plantas (Zucchi y Silveira 2012).

2.11. Gremios alimenticios de los insectos

Los gremios alimenticios son grupos de especies que explotan la misma clase de recursos en una manera similar. Los gremios alimenticios más importantes son: Defoliadores externos (D.E.), Carpófagos primarios (C.P.), Picadores-chupadores (P.C.), Minadores de hoja (M), Barrenadores de semilla o ramas (B.S.) (Root 2001).

2.11.1. Picadores-chupadores (P.C.) = Succionadores de savia

Los insectos picadores-chupadores causan daños directos a las plantas, al succionar la savia de las células interiores, la operación de perforar la llevan a cabo por medio de la porción delgada y puntiaguda del estilete, que es introducida en el tejido de la planta para succionar la savia (Jiménez 2009). Pueden ser atacados todos los órganos de la planta, prefiriendo los brotes y las hojas por ser los tejidos más tiernos. En las hojas los daños son muy variables, lo más simple es la presencia de puntos blanco-amarillentos en ciertas áreas de las hojas, cerca de la vena principal o en toda la superficie, en la medida que el número de picaduras se incrementa, la hoja va volviéndose amarillenta, luego toma un aspecto bronceado o quemado y acaba por desprenderse (Ortiz s.f.).

2.11.2. Defoliadores externos (D.E.) = Masticadores externos

Los insectos masticadores causan daños importantes directamente a las plantas cultivadas, debido a que su forma de tomar el alimento, consiste en cortar con sus mandíbulas cualquier órgano de la planta (hojas, flores, frutos, yemas, etc.) (Jiménez 2009). Generalmente cortan trozos de hojas relativamente grandes, o producen pequeñas perforaciones en la lámina foliar (Arguedas 2006).

2.11.3. Carpófagos primarios (C.P.) = Masticadores internos

Los insectos atacan y dañan las flores, frutos y semillas. Estos pueden destruir totalmente estas estructuras, consumir el tejido interno o producir la marchitez y caída prematura de flores y frutos, disminuyendo el potencial reproductivo (Arguedas 2006). Una relación específica de herbívora es la carpofagia que efectúan los ácaros e insectos que se alimentan de los frutos de plantas herbáceas, arbustos y árboles, llegando a causar daño e impacto negativo en la calidad y cantidad de la producción (Cervantes y Huacuja 2017).

2.11.4. Minadores de hoja

Los insectos minadores de las hojas son lo suficientemente pequeños y como para encontrar sitios confortables y con abundancia de alimentos, se desarrollan entre ambas epidermis de las hojas (Jiménez 2009). Se caracteriza por la presencia de galerías o túneles de aspecto claro en el tejido central de la hoja, de tal forma que la epidermis queda intacta, las minaduras varían en forma, tamaño y ubicación en las hojas, según la plaga que lo produce (Ortiz s.f.). Son insectos en estado inmaduro, los rastros de su alimentación (“minas”) son visibles externamente en las hojas, como áreas blanquecinas o pardas y con formas variables, desde estrechas galerías lineales hasta amplias cámaras (Hering citado por Salvo y Valladares 2007).

2.11.5. Barrenadores de semilla o ramas (B.S.)

Se caracteriza por la presencia de agujeros y galerías taponadas de excremento en el interior de tallos de plantas herbáceas, arbustivas o árboles. Los daños producen fuertes reducciones en los rendimientos debido a que el transporte del agua y nutrientes es afectado y si el ataque es intenso, pueden provocar la muerte de plantas herbáceas y el lento secamiento de árboles y arbustos. En muchos casos de barrenamientos están asociados con el desarrollo de hongos que provocan fuertes pudriciones en el interior de los tallos (Ortiz s.f.).

2.12. Órdenes y Familias reportadas en ajonjolí

2.13. Orden Hemiptera, suborden Heteroptera

2.13.1. Familia Alydidae

Insectos de aproximadamente 10 - 12 mm, cuerpo alargado y angosto, similares a Coreidae, colores opacos-marrones. Glándulas de olor bien desarrolladas. Cabeza casi tan ancha y larga como el pronoto, ocelos presentes no elevados. Último segmento antenal alargado y engrosado. Son fitófagos y viven sobre la vegetación (Zumbado y Azofeifa 2018). Poseen patas delgadas, el fémur de la pata posterior tiene tres o cuatro dientes fuertes y moderadamente largos, tibia de la pata III es recta, provista de un diente pequeño (Reyes 2016).

2.13.2. Familia Berytidae

Cuerpo de 5 - 9 mm de largo, delgado de color marrón, patas y antenas muy largas y delgadas (Triplehorn y Johnson 2005). Antenas de cuatro segmentos, el primer segmento de las antenas y los fémures presentan un abultamiento apical. Tienen un par de ocelos en la cabeza, escutelo pequeño y de forma triangular, con o sin espinas erguidas. Orificios odoríferos metapleurales bien evidentes, a veces alargados en forma de canal. Tarsos de tres segmentos y un número limitado de venas longitudinales en el hemiélitro. Casi todas las especies son muy polífagas y se han indicado casos en la bibliografía de especies predatoras facultativas. Por lo general, los heterópteros de esta familia no constituyen plagas ni ocasionan daños en los cultivos en las regiones templadas (Costas *et al.* 2009).

2.13.3. Familia Coreidae

Son chinches de 10 – 40 mm de largo, tienen cabeza más pequeña y estrecha que el pronoto (Jiménez 2009). Son fitófagos. En algunas especies las ninfas y los adultos se agrupan en la misma planta hospedera (gregarias) (Zumbado y Azofeifa 2018).

2.13.4. Familia Corimelaenidae

Insectos de 3 - 6 mm de largo, ampliamente ovalados, brillantes y de color negro (Triplehorn y Johnson 2005). Escutelo desarrollado, convexo, cubriendo la mayor parte del ala anterior. Tibias con cerdas y numerosas espinas en todas partes. Antena de cinco segmentos y tarsos de 3 segmentos (Grazia y Fernandes 2012). Son comunes en pastos, malezas y flores (Triplehorn y Johnson 2005). De hábitos fitófagos. Comparte con Cydnidae la característica de poseer tibias provistas de espinas, sin embargo se diferencia por poseer escutelo redondeado, mientras que Cydnidae posee escutelo triangular (Prado 1991). Tratado por algunos autores como una subfamilia de Cydnidae (Grazia y Fernandes 2012).

2.13.5. Familia Geocoridae

Ojos grandes reniformes que sobresalen de la cabeza (Triplehorn y Johnson 2005). Incluye tres subfamilias: Geocorinae, Bledionotinae (incluyendo Pamphantini) y Henestarinae. Se los encuentra generalmente sobre las plantas y algunas especies parecen tener plantas hospedadoras específicas. Los Geocorinae son depredadoras generalistas que se alimentan de pequeños artrópodos y han sido usadas con frecuencia como controladores biológicos. Los Geocoridae comprenden 25 géneros y alrededor de

274 especies distribuidas en todo el mundo (Dellapé 2015). Anteriormente Geocoridae se incluía como subfamilia de Lygaeidae, sin embargo, Henry citado por Dellapé (2015), estableció la parafilia del grupo y restauró el estatus de Familia a Geocoridae. Actualmente se incluye como Familia dentro de la Superfamilia Lygaeoidea.

2.13.6. Familia Lygaeidae

Es fácilmente reconocible al tener todos los espiráculos abdominales dorsales. Muchas de las especies son de colores brillantes de color naranja y negro o rojo (Triplehorn y Johnson 2005). Los Ligeidos pueden ser reconocidos por la línea impresa a través del callo pronotal, la carena con forma de “Y” del escutelo y la apertura dorsal de los espiráculos abdominales II a IV. Se dividen en tres subfamilias: Ischnorhynchinae, Orsillinae y Lygaeinae. La subfamilia Lygaeinae es la más diversa, cuenta con más de 500 especies, que se encuentran en todas las regiones biogeográficas (Dellapé 2015). Ninfas y adultos succionan savia de las raíces y base de los tallos, provocando un amarillamiento y marchitez del follaje (Zumbado y Azofeifa 2018). Según Triplehorn y Johnson (2005), las especies se alimentan principalmente, pero no exclusivamente de semillas, y aunque algunas viven en el suelo.

2.13.7. Familia Miridae

Son insectos de cuerpo blando, en su mayoría de 4 - 10 mm de largo. Pueden reconocerse por la presencia de un cuneo y solo una o dos células cerradas en la base de la membrana. Las antenas y el estilete son de cuatro segmentos (Triplehorn y Johnson 2005). La familia Miridae contiene más de 1,300 géneros y 11,130 especies descritas, es la más grande y diversa del Suborden Heteroptera (Arellano y Vergara 2016). Las ninfas y adultos succionan savia de las hojas jóvenes y flores, transmitiendo enfermedades virales, siendo vectores poco eficientes de patógenos. Algunas especies depredadoras pueden alimentarse de plantas cuando sus presas escasean, aunque no llegan a crear un daño económico importante para los cultivos (Zumbado y Azofeifa 2018). Suelen insertar sus huevos dentro de tejidos vegetales (McGavin 2000).

2.13.8. Familia Pentatomidae

Insectos de cuerpo grueso, tamaño mediano, de manera general la cabeza continúa la línea triangular del tórax; antenas de 5 segmentos, glándulas odoríferas bien desarrolladas, que proporcionan a los ejemplares un olor desagradable característico

(Jiménez 2009). Las ninfas y adultos prefieren alimentarse de frutos, vainas y tejidos en desarrollo, provocando pudrición y marchitez. La mayoría son fitófagos, se alimentan del floema de frutos y otros tejidos en formación. Las especies de hábitos depredadores tienen el primer segmento del estilete más corto y grueso que los fitófagos, Las especies de la subfamilia Asopinae son enemigos naturales de insectos plaga (Zumbado y Azofeifa 2018).

2.13.9. Familia Reduviidae

La cabeza alargada y angosta con una especie de cuello, sutura transversal entre los ojos compuestos, antenas con 4 segmentos, raramente con 6-8 segmentos (Jiménez 2009). Mayormente depredadores generalistas de otros insectos, sin embargo algunas son más selectivas; su saliva tiene enzimas proteolíticas que ayudan a digerir previamente a la presa y luego succionar su contenido (Zumbado y Azofeifa 2018). La dinámica poblacional de estas chinches está directamente relacionada con la disponibilidad de presas. Esto quiere decir que, al existir una buena cantidad de alimento disponible, las poblaciones se incrementan. Depredan una amplia variedad de insectos de los órdenes Coleoptera, Lepidoptera y Diptera (Giraldo *et al.* 2011).

2.13.10. Familia Rhopalidae

La familia Rhopalidae es un grupo cosmopolita que comprende 21 géneros y 209 especies. Los miembros de esta familia miden entre 4 - 15 mm, son robustos y alargados. Presentan gran diversidad de formas y colores, la mayoría son de color castaño claro, pero algunas especies de mayor tamaño presentan colores vivos. En inglés se los conoce vulgarmente como “scentless plant bugs” nombre que hace alusión a sus hábitos alimenticios y a la reducción de las glándulas odoríferas metatorácicas en los adultos. Estas glándulas son difíciles o imposibles de visualizar externamente, pero son funcionales. El daño que producen a sus plantas hospedadoras no tiene importancia económica significativa (Melo y Montemayor 2015). Schaefer y Kotulski citados por Melo y Montemayor (2015), revisaron la biología de esta Familia y observaron que se alimentan de semillas maduras e inmaduras pertenecientes a gran variedad de plantas.

2.13.11. Familia Scutelleridae

Tiene distribución mundial, con 80 géneros y 450 especies. Antena de 3 a 5 segmentos. Tarsos de 2 segmentos (Grazia y Fernandes 2012). De 8 - 10 mm de largo. Las alas son

visibles solo en el borde del scutellum (Triplehorn y Johnson 2005). Suelen tener colores brillantes. El cuerpo es convexo y redondeado o bien alargado y ovalado. La parte media del tórax en forma de escudo (escutelo) es muy grande y cubre casi todo el abdomen. Adultos y ninfas succionan savia (McGavin 2000).

2.13.12. Familia Tingidae

Insectos pequeños (de menos de 5 mm) (Triplehorn y Johnson 2005). Son plagas de poca importancia. La mayoría son específicos a la planta hospedera y no suelen alejarse de ella, también existen especies polífagas. Pueden generar clorosis en las hojas. Su capacidad de transmitir virus es discutida debido a su poca movilidad y porque el estilete no perfora los haces vasculares. Se alimentan de la savia a través del tejido que conforma las hojas (parénquima). Generalmente se encuentran en el envés de las hojas, aunque también están en tallos (Zumbado y Azofeifa 2018).

2.14. Orden Hemiptera, suborden Auchenorrhyncha

2.14.1. Familia Cicadellidae

Raramente exceden los 13 mm de largo (Triplehorn y Johnson 2005). La familia Cicadellidae es cosmopolita (Freytag y Sharkey 2002). Presentan dos ocelos, antenas cortas que nacen entre los ojos, al frente de la cabeza, en la metatibia tienen una o más filas de pequeñas espinas. Es una de las familias de mayor importancia agrícola, ya que causan daños cuando se alimentan de la savia y clorofila dejando a las hojas cloróticas, algunas especies son transmisoras de virus (se han encontrado 122 virus transmitidos por Cicadellidos) (Jiménez 2009). Saunders *et al.* (1998), mencionan que los adultos y ninfas de Cicadellidae chupan la savia de la base de las hojas y pueden causar amarillamiento. Las condiciones secas favorecen su incremento. En latitudes altas templadas, generalmente tienen una sola generación por año, pero en climas más cálidos las especies generalmente tienen múltiples generaciones por año. La mayoría de las especies son sexuales, pero algunas, típicamente de elevaciones altas o latitudes altas, parecen ser partenogénicas (Omán citado por Freytag y Sharkey 2002).

2.14.2. Familia Cixiidae

Están ampliamente distribuidos, con presencia en todas las regiones geográficas (Cavichioli y Takiya 2012). Es la mayor familia en la Superfamilia Fulgoroidea con 2,527 especies, clasificadas en 232 géneros (Campodonico 2017). Las estructuras

características de Fulgoroidea incluyen las antenas: el segmento basal tiene la forma de un barril, y el flagelo es como una seta, las espinas de la tibia están agrupadas al final de los segmentos de la pata, contrario a las líneas a lo largo de la tibia característica común en la Familia Cicadellidae. Visto bajo magnificación, tres carinas paralelas dividen el protórax longitudinalmente en cuatro zonas (Howard y Gallo 2019).

2.14.3. Familia Delphacidae

Distribución cosmopolita. Para la región Neotropical, se registran 255 especies en 50 géneros (O'Brien citado por Cavichioli y Takiya 2012). Algunas especies son plagas de gramíneas tales maíz, arroz y caña de azúcar. Las hembras tienen el ovipositor en forma de espada e insertan los huevos dentro de hojas y tallos. Las antenas nacen debajo de los ojos, se extienden lateralmente y son claramente visibles dorsalmente (Zumbado y Azofeifa 2018). Poseen tibias posteriores con espuela móvil apical grande, espuela usualmente aplanada, foliácea y con una hilera de dientes de punta negra en el margen posterior; raramente en forma de columna; insectos en su mayoría de menos de 4.0 mm (UDEL s.f.b). Cavichioli y Takiya (2012), mencionan que los Delphacidae se asocian principalmente a gramíneas, arbustos y árboles; y pueden causar daños considerables, principalmente debido a la capacidad de ser vectores de fitopatógenos.

2.14.4. Familia Dyctiopharidae

Es característicamente de patas largas y tiene un estilete largo, que se encuentra en una curiosa posición vertical para alimentarse (UDEL s.f.c). Las ninfas y adultos se alimentan de una variedad de plantas. La mayoría de las especies están asociadas con dicotiledóneas en una variedad de familias de plantas, y con mayor frecuencia se reportan como monófagas (Wilson citado por UDEL s.f.a). La región anal de sus alas no es articulada (Roth 1973). Triplehorn y Johnson (2005), mencionan que principalmente se alimentan de gramíneas y generalmente se encuentran en prados.

2.14.5. Familia Flatidae

En la región Neotropical, hay aproximadamente 300 especies en 70 géneros (O'Brien citado por Cavichioli y Takiya 2012). Élitros anchos, replegados frecuentemente sobre los lados del cuerpo y encerrándolos como un estuche (Roth 1973). Clavus con numerosos tubérculos pequeños tipo pústulas; alas delanteras más largas que el cuerpo, con vena costal submarginal y numerosas venas cruzadas paralelas en el área 'precostal' (es decir,

en el margen delantero del ala) que define una serie de células marginales, en reposo casi vertical en los lados del cuerpo (excepto en las Flatoidinae); alas generalmente cerosas (UDEL s.f.b). Son más comunes en arbustos y árboles (Andrews y Caballero 1995).

2.14.6. Familia Issidae

Grupo con amplia distribución, que varía de 2 - 7 mm de longitud, la mayoría de color marrón. En la región Neotropical existen 248 especies en 65 géneros (Cavichioli y Takiya 2012). Élitros fuertemente convexos, lo que les da un aspecto compacto y muy corrientemente romboidal más distinto que el que se puede observar en las otras familias (Roth 1973).

2.14.7. Familia Membracidae

Rara vez tienen más de 10 o 12 mm de largo. Las alas están en gran parte ocultas por el pronoto (Triplehorn y Johnson 2005). Pronoto prolongado hacia atrás sobre el abdomen. Plagas poco importantes. Las especies que pueden llegar a ser plaga, se alimentan de tejido leñoso, afectan la recuperación de plantas débiles y provocan la caída de hojas y flores. La mayoría de los membrácidos habitan en grupos, generalmente asociados a hormigas que los protegen y cuidan a cambio de obtener aguamiel (Zumbado y Azofeifa 2018).

2.15. Orden Orthoptera

2.15.1. Familia Acrididae

Son de color gris o marrón. El pronoto no se prolonga hacia atrás sobre el abdomen. Son plagas ocasionales de gran importancia en cultivos (Zumbado y Azofeifa 2018). Los machos cantan durante el día para atraer a las hembras. Después de aparearse, estas ponen grandes cantidades de huevos en el suelo, protegidos por una sustancia segregada por la hembra (McGavin 2000). Las antenas suelen ser mucho más cortas que el cuerpo, los órganos auditivos (tímpanos) se encuentran a los lados del primer segmento abdominal, los tarsos tienen tres segmentos y el ovipositor es corto. Estos insectos comen plantas y a menudo son muy destructivos para la vegetación (Triplehorn y Johnson 2005).

2.15.2. Familia Gryllidae

Son conocidos popularmente como “grillos”. Varían de menos de 10 mm a más de 50 mm de longitud (Sperber *et al.* 2012). Tienen antenas largas y cónicas; órganos estridulantes en las alas delanteras del macho; y los órganos auditivos en las tibiae delanteras, el ovipositor suele ser en forma de aguja o cilíndrico en lugar de aplanado, y las alas delanteras dobladas bastante bruscamente a los lados del cuerpo (Triplehorn y Johnson 2005). Insectos de poca importancia para la agricultura, algunos pueden provocar cortes en tallos, follaje y raíces de plántulas (Zumbado y Azofeifa 2018).

2.15.3. Familia Tettigoniidae

Son cosmopolitas, pero más diversas en los trópicos. Son conocidos popularmente como “esperanzas” (Sperber *et al.* 2012). Generalmente pueden ser reconocidos por las largas antenas en forma de cabello, los tarsos de cuatro segmentos, los órganos auditivos (cuando están presentes) ubicados en la base de las tibiae frontales y el ovipositor en forma de hoja, aplanado (Triplehorn y Johnson 2005). Cuerpo comprimido lateralmente, generalmente de color verde, antenas filiformes. Son plagas ocasionales de poca importancia. Por ejemplo: *Caulopsis*, *Conocephalus*, *Neoconocephalus* y *Phlugis* afectan esporádicamente el cultivo de arroz, pero puede ser significativo cuando las poblaciones aumentan, especialmente en época de floración y desarrollo de los frutos (Zumbado y Azofeifa 2018).

2.15.4. Familia Tetrigidae

Son cosmopolitas, sobre todo en las regiones más cálidas. Tienen un distintivo pronoto que se extiende hacia atrás cubriendo el abdomen, y que a menudo acaba en punta. Las hembras ponen sus huevos en el suelo húmedo. Cinco estadios ninfales (McGavin 2000). Generalmente viven en zonas con barro o arena húmeda en las orillas de los ríos y lagos, se alimentan de algas, criptógamas o detritus orgánico mezclados en la arcilla (Sperber *et al.* 2012).

2.15.5. Familia Tridactylidae

Grillos pequeños, de no más de 10 mm de longitud. Son fitófagos, alimentándose de los restos de vegetales que encuentran al excavar sus galerías (Bar 2010). Las tibiae anteriores están ensanchadas y provistas generalmente de 3 - 4 espinas en línea (Roth

1973). Generalmente se asocian a lo largo de las orillas de arroyos y lagos (Triplehorn y Johnson 2005).

2.16. Orden Diptera

2.16.1. Familia Asilidae

Asilidae es una de las familias más grandes de Diptera, de distribución cosmopolita, excepto la Antártida, con más de 7,400 especies descritas en 547 géneros en el mundo (Thompson citado por de Carvalho *et al.* 2012). Adultos pequeños a grandes (longitud del cuerpo 3 - 60 mm para todas las especies, hasta 40 mm de largo en América Central). Todas las especies de Asilidae son depredadores: se alimentan de otros insectos y ocasionalmente de otros artrópodos, como los arácnidos (Fisher 2009). La cabeza de estas moscas esbeltas o parecidas a abejas es algo ahuecada entre los ojos y con largo mechón de setas en el rostro. Pican a otros insectos en un punto débil como el cuello, los paralizan con su saliva y succionan su contenido. Ponen su oviposición en el suelo o bien sobre o dentro de las plantas (McGavin 2000).

2.16.2. Familia Bibionidae

Moscas pequeñas a moderadamente grandes, longitud del ala 2 - 15 mm. Antena corta, de 4 - 11 segmentos redondos. Los adultos han sido recogidos a elevaciones desde el nivel del mar hasta 5,300 metros (Fitzgerald 2009). Se encuentran en una gran cantidad de ambientes, ya que las larvas se desarrollan en las capas superiores del suelo y en la hojarasca que sobre él se deposita, considerándose importantes en la formación del suelo (Fitzgerald citado por Ibáñez 2017).

2.16.3. Familia Dolichopodidae

Son cosmopolitas (McGavin 2000). Se conocen 6870 especies en todo el mundo (Yang *et al.* citados por de Carvalho *et al.* 2012), de las cuales 1,195 son Neotropicales. Longitud del cuerpo 0.8 - 9.0 mm. Adultos generalmente de constitución delgada, y a menudo de coloración metálica, característicamente azul verdoso, negro metalizado, marrón, a veces amarillo translúcido (Bickel 2009). La redondeada cabeza tiene una trompa corta y carnosa, patas largas. Las larvas viven bajo la corteza, en el suelo húmedo, agua, barro y hojarasca. Las larvas comen otros insectos; los adultos, néctar o insectos blandos. Algunas larvas depredan las larvas de los escarabajos de la corteza o los mosquitos (McGavin 2000). Juegan un papel importante como agentes de control de plagas, ya que

actúan como depredadores de pequeños insectos (Castner citado por Jiménez *et al.* 2014).

2.16.4. Familia Lonchaeidae

La familia agrupa a cerca de 500 especies de nueve géneros que se distribuyen en todo el mundo. Se les encuentra en áreas boscosas; las larvas son fitófagas, coprófagas, micófagas, saprófagas y otras depredadoras, que se encuentran bajo la corteza en túneles de escarabajos descortezadores, en madera en putrefacción, residuos de plantas y en estiércol (Norrbom y Korytkowski 2010).

2.16.5. Familia Muscidae

Es cosmopolita, con 5,155 especies conocidas, en 196 géneros en todo el mundo (Thompson citado por de Carvalho *et al.* 2012). Los adultos varían de 3 a 10 mm de longitud y generalmente son de color marrón claro a marrón oscuro, amarillento o azul metálico (Carvalho y Couri citados por de Carvalho *et al.* 2012). Los adultos pueden ser depredadores, saprófagos, algunas especies hematófagas y otras pueden alimentarse de plantas y de exudados animales, mientras que las larvas se hallan en plantas en descomposición, suelo, nidos y carroña (Savage y Vockeroth citados por Ibáñez 2017).

2.16.6. Familia Micropezidae

Es cosmopolita, pero se encuentra predominantemente en regiones tropicales (Steyskal citado por de Carvalho *et al.* 2012). Longitud del cuerpo 5 – 17 mm, moscas distintivamente de patas largas (Marshall 2010). Este grupo está conformado por 500 especies distribuidas en 50 géneros a nivel mundial. Las larvas probablemente sean saprófagas o fitófagas, mientras que los adultos pueden ser depredadores de insectos pequeños. También son atraídos fácilmente por fruta descompuesta y también por excremento (Marshall citado por Ibáñez 2017).

2.16.7. Familia Mydidae

Se conocen 461 especies en 66 géneros en todo el mundo (Thompson citado por de Carvalho *et al.* 2012). La fauna de Mydidae de América Central consta de unas 15 especies. Los mididos se encuentran principalmente en regiones áridas (Woodley 2009). Constituyen una familia de moscas ortorrafas, que incluye a los mayores dípteros conocidos. Se trata de dípteros de tamaño mediano a grande (9 – 60 mm). La proboscis

está poco desarrollada o incluso es vestigial y las antenas son largas, acabando en forma de maza. Presentan el cuerpo alargado, escasamente piloso, de colores generalmente oscuros, apagados, marrones a negruzcos. Las cerdas están desarrolladas solamente en las patas. Las venas terminan antes de llegar al extremo del ala, con lo cual, en general, el margen alar posterior no o casi no presenta venas. Los machos se alimentan de néctar, mientras que las hembras, según parece, se alimentan de las reservas corporales. Las larvas, por su parte, son depredadoras de larvas de escarabajos en tocones y leños o en suelos arenosos (Carles 2006).

2.16.8. Familia Stratiomyidae

Son cosmopolitas encontrándose a menudo en las flores (McGavin 2000). La familia consta de alrededor de 1,500 especies pertenecientes en aproximadamente 400 géneros a nivel mundial (Woodley citado por Ibáñez 2017). Longitud del cuerpo 2 - 28 mm, muy variadas en forma y coloración. Antena con escapo y pedicelo usualmente corto, flagelo con 5 - 8 flagelómeros, de forma muy variada. Larvas por lo general, se asocian con materia vegetal en descomposición que va desde la hojarasca hasta la descomposición de los frutos. Los adultos a menudo se encuentran reposando en hojas, en parches soleados, en hábitats forestales y algunos adultos, particularmente Stratiomyinae y algunas Clitellariinae, se encuentran en flores (Woodley 2009). Igualmente Triplehorn y Johnson (2005), mencionan que los adultos Stratiomyidae generalmente se encuentran en las flores.

2.16.9. Familia Syrphidae

Moscas pequeñas a grandes (longitud del cuerpo 4 – 25 mm), tres ocelos presentes (Thompson *et al.* 2010). Los adultos de esta familia visitan las flores para succionar néctar, siendo común que mimeticen a las abejas y avispas (Thompson *et al.* citados por Ibáñez 2017). En el ala aparece un nervio vestigial, que recorre la segunda celda basal y celda discal. Las características biológicas más relevantes de los imagos son su peculiar vuelo, tremendamente rápido y vivo, y sus hábitos florícolas. Los imagos presentan un aparato bucal tipo chupador, alimentándose principalmente de polen y néctar. Es este carácter antófilo el que determina que los sírfidos desempeñan un papel importante en la polinización tanto en ecosistemas naturales como en zonas de cultivo (Speight y Lucas citados por Pérez 2000). Las larvas de Syrphidae tienen una amplia gama de nichos: los saprófagos se producen en todo tipo de ambientes húmedos, la savia de los árboles, las

partes de las plantas en descomposición y vertederos de basura de las hormigas cortadoras de hojas; las especies depredadoras también varían en los nichos ocupados, algunos viven ocultos en nidos de hormigas, atacando las primeras etapas de hormigas, otras viven en las plantas y atacan a los insectos coloniales, como los Hemiptera: Sternorrhyncha (Thompson *et al.* 2010).

2.16.10. Familia Ulididae

Longitud del cuerpo de 2 – 14 mm, más comúnmente de 4 – 7 mm de largo (Kameneva y Korneyev 2010). Los miembros de esta familia son fitófagos o saprófagos, con al menos dos especies plaga de especies cultivadas. A nivel mundial, se conocen alrededor de 670 especies de 90 géneros (Ibáñez 2017).

2.17. Orden Coleoptera

2.17.1. Familia Cantharidae

Son cosmopolitas. Suelen tener cuerpo blando y alargado. La cabeza tiene mandíbulas curvas y antenas filiformes. Diseminan sus huevos en el suelo. La mayoría de las larvas cazan presas en el suelo. Aunque son depredadores, algunas especies comen polen y néctar (McGavin 2000). Igualmente Casari y Ide (2012), mencionan que son abundantes en follaje y flores, donde se alimentan de insectos, néctar y polen. Zaragoza y Pérez (2014), mencionan que los cantáridos viven unas 3 semanas, en estado larval son activos depredadores de pequeños moluscos, anélidos o larvas de otros coleópteros, la mayoría son de hábitos diurnos.

2.17.2. Familia Carabidae

La mayoría de las especies son oscuras, brillantes y algo aplanadas, con élitros estriados. Los escarabajos de tierra se encuentran comúnmente debajo de piedras, troncos, hojas, corteza o escombros o corren por el suelo (Triplehorn y Johnson 2005). Van Driesche *et al.* (2007), menciona que la mayoría de los carábidos son depredadores generalistas que viven en el suelo o cerca de este y se alimentan principalmente en la noche.

2.17.3. Familia Cerambycidae

Longitud entre 3 - 200 mm. Se reconocen por las antenas largas, generalmente insertadas en la emarginación de los ojos, y los tarsos característicos (Casari y Ide 2012). Plagas poco importantes para cultivos anuales, pero importantes en cultivos forestales y

perennes. Todos son fitófagos, la mayoría de las larvas son taladradoras de madera, algunas en raíces (Zumbado y Azofeifa 2018), los adultos son de hábitos diurnos y nocturnos, y se alimentan de flores, madera, corteza de árboles, polen, hojas y rara vez de otros insectos (Jimenez 2009).

2.17.4. Familia Chrysomelidae

El cuerpo varía de oval, redondo o cilíndrico. Su longitud es casi siempre mayor de 1.5 mm de largo y 2 mm de ancho. La parte superior en la mayoría de las especies es convexa y en algunos casos aplanada, lisa o cubierta con setas o escamas. La coloración a menudo incluye un metálico iridiscente, pero algunas veces el cuerpo es amarillo, rojo o negro, con un decorado sencillo. La cabeza es pequeña, a menudo oculta por el pronoto y pocas veces es recta. Las antenas pueden ser de 9, 10 u 11 segmentos, filiformes o moniliformes (Niño 2000). Casari y Ide (2012), mencionan que Chrysomelidae, entre las especies fitófagas, ocupa el segundo lugar en número de especies, detrás de Curculionidae. De manera general los crisomélidos (larvas y adultos) actúan como herbívoros defoliadores específicos (Arnett citado por Burgos y Anaya 2004). Leyva y Padilla (1998), mencionan que la presencia de Chrysomelidae en el ajonjolí normalmente es esporádica, atacan en focos, sin embargo, al incrementarse las áreas de siembra se han convertido en plagas permanentes y generalizadas, atacan desde la siembra hasta la maduración de las vainas; afirman que el daño más severo y generalizado lo producen en estado de adulto, alimentándose del follaje, flores, yemas y cápsulas tiernas, llegando a causar hasta un 90% de daño foliar y la muerte de plantas.

2.17.5. Familia Curculionidae

Plagas importantes de cultivos y granos almacenados. Larvas y adultos generalmente se alimentan de tejido vegetal vivo o muerto. Las larvas consumen cualquier parte de las plantas, pero suelen alimentarse internamente perforando y barrenando los tejidos. Los adultos suelen consumir hojas y polen, rara vez son barrenadores. Rostro alargado, delgado, generalmente curvo formando una proboscis (Zumbado y Azofeifa 2018) y posee las mandíbulas en su extremo (McGavin 2000).

2.17.6. Familia Elateridae

Longitud entre 2 - 70 mm (Casari y Ide 2012). Las larvas conocidas como gusanos de alambre, son plagas de cultivos. Los adultos, en general, son crepusculares o nocturnos;

se alimentan de hojas, partes florales, frutos maduros o en descomposición y secreciones vegetales; muchos aparentemente no se alimentan (Zumbado y Azofeifa 2018). Las especies diurnas se encuentran en flores, follaje, hierba y troncos y, cuando están amenazadas, caen al suelo para evitar su captura (Casari y Ide 2012).

2.17.7. Familia Nitidulidae

Son saprófagos (se alimentan de materia en descomposición), frecuentan líquidos fermentados de material vegetal; algunos se encuentran en hongos, flores y bajo la corteza de troncos; unas pocas especies se encuentran en cadáveres secos. Tamaño pequeño, 1 - 8 mm, algunos grupos con élitros cortos que dejan expuesto parte del abdomen, antena con 11 segmentos, maza antenal abrupta, con tres segmentos, casi siempre redonda (Zumbado y Azofeifa 2018). Algunas larvas crecen en vainas de semillas (McGavin 2000).

2.17.8. Familia Staphylinidae

La familia Staphylinidae es uno de los grupos de Coleoptera con mayor número de especies: a nivel mundial más de 47000. Presentan élitros truncados los cuales dejan al descubierto más de la mitad de los segmentos abdominales. Muchos son saprófagos en sentido amplio, utilizando como alimento, materia orgánica en descomposición de diferente origen (animal, vegetal u hongos), la mayoría son depredadores (alimentándose de otros insectos) (Navarrete *et al.* 2002) o de huevos y larvas de moscas que se crían en el estiércol (Axtell citado por Van Driesche *et al.* 2007). Además, se pueden encontrar asociados a flores (López citado por Sissia y Navarrete 2016). El alto número de especies de estafilínidos se relaciona con una alta diversidad ecológica que se evidencia en la gran variedad de hábitats, hábitos alimenticios y comportamientos, lo que les ha permitido ser uno de los grupos más exitosos (Klimaszewski citado por Méndez *et al.* 2009).

2.17.9. Familia Tenebrionidae

Colores oscuros, generalmente negro o café, tienen tamaño muy pequeño a medio (2 - 35 mm). Ojos pequeños en posición transversal; antenas con 11 segmentos, rara vez de 10; filiforme, moniliformes y a veces clavadas; patas generalmente largas y con fórmula tarsal de 5-5-4. Las larvas se alimentan de semillas y raíces de plantas, estos insectos son de hábito nocturno (Jiménez 2009). Son detritívoros y la mayoría comen materia vegetal o animal en descomposición. Algunos pueden ser plagas, dañando los alimentos secos y

almacenados como harina, cereales y otros granos; otras especies dañan el café o setas (basidiomicetos) (McGavin 2000).

2.17.10. Familia Rhipiphoridae

Tienen el dorso arqueado y coloración anaranjada y negra, deben su nombre a su forma de cuña. Las alas pueden ser cortas o tener la longitud completa. Ponen los huevos en los nidos de los huéspedes y las larvas son parasitoides de las cucarachas o de las larvas de escarabajos, abejas y avispas xilófagas (McGavin 2000). Los adultos de Ripiphoridae se alimentan de flores, pero no son muy comunes. A veces se encuentran en las madrigueras de las abejas Halictidas, las etapas larvarias son parasitarias en varias avispas (Vespidae, Scoliidae y Tiphidae) y abejas (Halictidae y Apidae) (Triplehorn y Johnson 2005).

2.18. Orden Hymenoptera

2.18.1. Familia Apidae

La familia contiene más de 16,000 especies descritas en todo el mundo y se divide en siete subfamilias (Michener citado por Melo *et al.* 2012). Son fuente de miel, cera, polen y otros productos comercializados por el hombre, su valor es aún mayor como polinizadores de plantas nativas y cultivos. Corbículas bien desarrolladas en las patas posteriores, para el transporte de polen y otros materiales. Las Meliponini son productoras de miel de palo y han sido cultivadas por los indígenas en una tradición ancestral (Zumbado y Azofeida 2018).

2.18.2. Familia Anthophoridae

Son cosmopolitas en una amplia variedad de hábitats ricos en flores. Las abejas cuco, parecidas a avispas, son amarillas y negras o pardas y blancas. No tienen una región transportadora de polen en sus patas posteriores. Las excavadoras suelen ser robustas y peludas y las carpinteras son o muy grandes y negras o azuladas. Las abejas cuco parasitan nidos de abejas que nidifican en el suelo. Ponen sus huevos en ellos y cuando eclosiona, la larva se alimenta del huevo o la larva que lo ocupa (McGavin 2000).

2.18.3. Familia Braconidae

Forman una de las familias más grandes de Hymenoptera, con 14,890 especies reconocidas en todo el mundo (Wharton citado por Melo *et al.* 2012). Yu *et al.* citados por

Coronado y Zaldívar (2014), mencionan que las avispas parasitoides de la Familia Braconidae representan la segunda Familia de mayor riqueza taxonómica del Orden Hymenoptera. Importantes agentes de control biológico de numerosas plagas. Los braconídeos son principalmente parasitoides, en su mayoría koinobiontes endoparasíticos y en menor grado idiobiontes ectoparasíticos. Los hospederos principales son Lepidoptera, Coleoptera, Diptera y poco frecuente Hymenoptera. Generalmente parasitan larvas y emergen de larvas, aunque algunos pueden emerger de pupas; muy pocas especies parasitan insectos adultos (Zumbado y Azofeida 2018).

2.18.4. Familia Chalcididae

Mayormente solitarios, aunque algunos son gregarios. Cuerpo color negro, amarillo o una combinación de ambos, endurecido y con depresiones puntuadas. Coxas posteriores largas y cilíndricas, notablemente más grandes que las anteriores; fémures posteriores muy grandes e hinchados, con dientes en su margen ventral. Son parasitoides de larvas y pupas de insectos con metamorfosis completa, mayormente de Lepidoptera y Diptera y en menor grado de Neuroptera, Coleoptera e Hymenoptera (Zumbado y Azofeida 2018). Los Chalcididae son parasitoides primarios o hiperparasitoides (Delvare y Arias 2006).

2.18.5. Familia Colletidae

Estas abejas suelen ser muy oscuras o negras. Los pelos del cuerpo son de color dorado pálido o blanco. Las abejas yeseras cavan madrigueras en el suelo e impermeabilizan las celdas con una secreción abdominal. Las abejas yeseras transportan polen en sus patas posteriores y las abejas cara amarilla en el buche (McGavin 2000). Son abejas solitarias que usan la glosa para recubrir las celdas de cría con una sustancia similar al celofán, lo cual es una característica única de esta familia (Michener citado por González 2006a).

2.18.6. Familia Cynipidae

Contiene 77 géneros y alrededor de 1400 especies (Melo *et al.* 2012). Son negras o pardo rojizo brillante (McGavin 2000). Las hembras cinípidas inductoras de agallas colocan sus huevos dentro de tejido vegetal joven indiferenciado, la presencia de la larva es necesaria para la continuidad del desarrollo de la agalla (Bronner citado por Liu y Ronquist 2006). En general, los cinípidos no se consideran amenaza significativa para sus plantas hospederas. No defolian su planta hospedera y el daño visible se restringe a las agallas (Liu y Ronquist 2006).

2.18.7. Familia Eurytomidae

Son amarillos, rojizos o de color negro apagado. Unos pocos tienen un brillo metálico. Muchos ponen sus huevos dentro de semillas, donde se desarrollan las larvas. Algunas son minadoras de hojas o formadoras de agallas. Otras parasitan escarabajos, avispas o larvas de mosca, y las más pequeñas atacan los huevos de los saltamontes o de ciertos hemípteros (McGavin 2000). Gates (2006), menciona que las larvas de Eurytomidae pueden ser entomófagas, fitófagas o entomofitófagas. La mayoría de las especies entomófagas parasitan estados larvales o pupales de Coleoptera, Diptera e Hymenoptera, encubiertos en tejido vegetal, y la mayoría de estos son probablemente idiobiontes ectoparasíticos solitarios.

2.18.8. Familia Formicidae

Las hormigas cumplen funciones ecológicas en los ecosistemas como depredadoras, herbívoras, carroñeras, dispersoras de semillas y mutualistas; además contribuyen al reciclaje de nutrientes y forman parte de la cadena alimenticia. Todas las especies de hormigas son sociales, aunque algunas lo han perdido, pero de manera secundaria (Zumbado y Azofeifa 2018). Las hormigas depredadoras pueden ser una gran fuente de mortalidad no específica de insectos (Van Driesche *et al.* 2007).

2.18.9. Familia Halictidae

La coloración metálica azul, verde o roja es característica de las abejas de esta familia, sin embargo, algunos géneros son de colores oscuros (negros, vino-tinto) con visos metálicos. Después de Apidae, es la segunda familia de abejas más numerosa del mundo. Esta familia cuenta con grupos de abejas tanto cleptoparásitas como parasitoides de otras abejas. Los Halictidos nidifican en cavidades en el suelo o en árboles; presentan abejas desde solitarias y comunales hasta eusociales (Smith y Vélez 2008). La gran mayoría de las especies son poliléticas, es decir, visitan una gran variedad de plantas por néctar y polen (Engel por González 2006b).

2.18.10. Familia Ichneumonidae

Es la familia más grande de Hymenoptera, con 35 - 37 subfamilias reconocidas, con un total de 1,485 géneros y 21,805 especies en todo el mundo (Yu y Horstmann citados por Melo *et al.* 2012). Cuerpo delgado, antenas largas con más de 16 segmentos,

generalmente mayor a 30 segmentos. Son importantes en programas de control biológico de lepidópteros plaga. La mayoría son parasitoides de insectos con metamorfosis completa y arañas (menos frecuente). Principalmente solitarios, muchos son idiobiontes endoparasitoides y koinobiontes ectoparasitoides y presentan hiperparasitoidismo. Los adultos se alimentan de sustancias azucaradas de plantas y excreciones dulces de homópteros (Zumbado y Azofeifa 2018). Las hembras ponen sus huevos sobre o dentro del huésped; si es grande, centenares de larva de avispas pueden alimentarse de él (McGavin 2000). La gran mayoría de ichneumonídeos son insectos de hábitos parasitoides, las larvas de Ichneumonidae se desarrollan mientras se alimentan interna (endoparasitoides) o externamente (ectoparasitoides) (Clausen citado por Palacio y Wahl 2006).

2.18.11. Familia Megachilidae

Son cosmopolitas, viven en muchos hábitats. Suelen ser solitarios, con el cuerpo robusto, pardo oscuro o negro, y pueden tener marcas amarillas o pálidas; algunos son de color verde o azul metálico. Las especies recolectoras de polen lo llevan en un cepillo de setas situado debajo del abdomen (McGavin 2000).

2.18.12. Familia Perilampidae

La familia incluye parasitoides primarios e hiperparasitoides. Los huevos se depositan lejos del hospedero, sobre hojas o flores, o insertados en tejidos de plantas. Hay confirmación de registros de hospederos de cinco Ordenes de insectos: Neuroptera, Raphidioptera, Coleoptera, Diptera e Hymenoptera (Darling 2006).

2.18.13. Familia Pompilidae

Familia numerosa y cosmopolita, contiene aproximadamente 5000 especies, distribuidas en unos 230 géneros (Pitts *et al.* citados por Melo *et al.* 2012). La mayoría son azules oscuros o negros con las alas matizadas de amarillo oscuro, azul o negro (McGavin 2000). Biológicamente, los pompílidos se caracterizan porque sus hembras utilizan arañas como presas para alimentar a sus larvas, y porque cada larva eclosionada se desarrolla sobre una sola presa (Brothers y Carpenter citados por Fernández 2006). Las hembras de Pompilidae, después del apareamiento, buscan activamente arañas para paralizarlas con su aguijón, colocarles un huevo y dejarlas en el mismo sitio de encuentro o transportarlas a algún lugar seguro (Grout y Brothers citados por Fernández 2006).

2.18.14. Familia Pteromalidae

Las larvas pueden ser endoparasitoides o ectoparasitoides, o hiperparasitoides y la mayoría parasitan larvas o pupas de mosca, escarabajos, avispas, pulgas y mariposas (McGavin 2000). Los pteromálidos atacan un amplio rango de hospederos con algunas distinciones, según la subfamilia o la tribu (Van Driesche *et al.* 2007). La mayoría de los Pteromalidae son parasitoides, pero muy pocos son depredadores y pocos son fitófagos (Hanson y Heydon 2006).

2.18.15. Familia Scelionidae

Comprenden alrededor de 150 géneros y 3,000 especies en todo el mundo (Masner citado por Melo *et al.* 2012), se encuentran en prácticamente todos los ambientes y altitudes. Se clasifican en tres subfamilias: Scelioninae, Teleasinae y Telenominae. Las hembras suelen poner sus huevos en los de otros insectos. Al emerger, la larva devora el huésped y pupa dentro de él (McGavin 2000). Todas las especies de esta gran familia son parasitoides de huevos (Van Driesche *et al.* 2007). Los miembros de Scelioninae atacan especialmente los huevos de Hemiptera, Orthoptera, Embioptera y Mantodea, además de ootecas de arañas; Teleasinae ataca los huevos de Coleoptera; y Telenominae parasitan predominantemente los huevos de Hemiptera, en particular los huevos de Pentatomidae y Lepidoptera (Melo *et al.* 2012). Triplehorn y Johnson (2005), mencionan que los Scelionidae son pequeños insectos parasitoides de Ordenes Orthoptera, Mantodea, Hemiptera, Embiidina, Coleoptera, Diptera, Lepidoptera y Neuroptera y huevos de araña.

2.18.16. Familia Tiphidae

Cosmopolita (Kimsey citado por Melo *et al.* 2012). Llegan a medir unos 30 mm, son de color variable, las hembras son más robustas y sin alas. Los adultos se alimentan de néctar y son polinizadores secundarios (Marshall citado por Jiménez *et al.* 2014). En el apareamiento, la hembra puede ser transportada en vuelo por el macho. Luego, ella paraliza huéspedes para sus larvas, en el cual pone un huevo en su cuerpo (McGavin 2000). Según Van Driesche *et al.* (2007), las especies de la subfamilia Tiphinae barrenan en el suelo y atacan larvas de escarabidos en celdas de tierra. Según Clausen citado por Kimsey y Brothers (2006), se piensa que todos los tifidos son parasitoides de estados larvales de escarabajos (Scarabaeoidea, Curculionidae, Carabidae: Cicindelinae y Tenebrionidae).

2.18.17. Familia Vespidae

Ampliamente diversa y cosmopolita (Carpenter citado por Melo *et al.* 2012). Color generalmente negro y amarillo, antenas filiformes o moniliformes; alas delanteras con tres celdas submarginales; primera celda discoidal más larga que la submedial (Jiménez 2009). Los véspidos son enemigos naturales de plagas agrícolas, principalmente de larvas de Lepidoptera. Buscan activamente su presa, la cortan con las mandíbulas, la enrollan formando una bola y la transportan con sus mandíbulas al nido, pueden realizar varios viajes en caso de presas grandes. Las alas forman pliegues cuando se cierran sobre el dorso (Zumbado y Azofeifa 2018). En el Neotrópico, los véspidos se encuentran en gran variedad de hábitat, desde el nivel del mar hasta los 4000 metros de altitud (Sarmiento citado por Sarmiento y Carpenter 2006).

2.19. Orden Lepidoptera

2.19.1. Familia Arctiidae

Se caracterizan por la presencia de un par de glándulas de feromona dorsales que están asociadas con las papilas anales de las hembras (Triplehorn y Johnson 2005). Pocas especies son plagas de cultivos, su daño es localizado y poco frecuente. Por ejemplo: *Estigmene acrea*, larva polífaga, se alimenta de las vainas, hojas y flores, su afectación es esporádica y localizada. Las larvas son muy peludas, cilíndricas, gruesas y con muchas verrugas y setas (Zumbado y Azofeifa 2018).

2.19.2. Familia Gelechiidae

Es una de las familias más grandes de "Microlepidoptera", con más de 4600 especies y alrededor de 500 géneros en todo el mundo. Tienen poca coloración llamativa, generalmente son de color amarillento o grisáceo, con una envergadura alar de entre 7 - 25 mm (Duarte *et al.* 2012). La hembra pone los huevos en el envés de las hojas, tallos, axilas de las hojas, yemas y tubérculos almacenados. Algunas especies son plagas importantes de cultivos (Zumbado y Azofeifa 2018). Las larvas son de forma cilíndrica de colores pálidos o rosados. Cuando se cosecha el cultivo, aunque los granos parezcan limpios y llegan al sitio de almacenamiento, ya se encuentran huevos puestos por estas palomillas y pronto empiezan a ser infestados los granos por grandes cantidades (Pérez y Pacheco 2002).

2.19.3. Familia HesperIIDae

Con alrededor de 3100 especies y distribución mundial. Es en la región Neotropical donde está mejor representada, con 2,369 especies (Duarte *et al.* 2012). Los adultos son diurnos y tienen un vuelo rápido. Las orugas suelen alimentarse por la noche de hierbas, de día se esconden en un refugio hecho de hojas enrolladas o plegadas (McGavin 2000). Los huevos hemisféricos relativamente grandes se ponen solos o, raramente, en pequeños grupos. Todos los estadios construyen refugios (Wagner 2005). La Asociación Española de Entomología *et al.* (2002), menciona que muchas especies de mariposas son nectarívoras y por tanto, importantes desde el punto de vista de la polinización, entre ellas la Familia HesperIIDae.

2.19.4. Familia Noctuidae

Es la familia más grande de Lepidoptera con más de 35000 especies en todo el mundo (Wagner 2005). Son cosmopolitas, pero están mejor representados en los trópicos. Caracterizado por la nervadura cuadripídica del ala anterior (Duarte *et al.* 2012). Durante su desarrollo provocan defoliación y corte de la base de las plántulas, con daños severos cuando la población aumenta. La mayoría de las larvas son fitófagas, sus plantas hospederas son muy variadas. Algunas son defoliadoras, minadoras de frutos y tallos, o cortadoras de tallos y hojas (Zumbado y Azofeifa 2018).

2.19.5. Familia Nymphalidae

Son cosmopolitas. Nymphalidae es el grupo más diverso dentro de Papilionoidea. Con aproximadamente 7200 especies y distribución mundial, en los más variados tipos de ambientes, desde glaciares hasta desiertos, están ausentes solo en los polos (Duarte *et al.* 2012). Tienen las dos patas anteriores muy reducidas, vuelan de día y varían mucho en tamaño y color. Ponen grupos de huevos sobre las hojas de árboles, arbustos y plantas. Viven en prados con flores y claros de terrenos arbolados (McGavin 2000).

2.19.6. Familia Pyralidae

La mayoría de las larvas son fitófagas, se alimentan del follaje, ramas o raíces. Los primeros estadios larvales se alimentan de flores y otros tejidos tiernos, luego las larvas taladran frutos creando orificios de donde salen excrementos anaranjados. Pupan dentro de un capullo en las hojas o en el suelo (Zumbado y Azofeifa 2018). Los adultos de esta familia son de hábito nocturno, algunas larvas son depredadoras (Jiménez 2009).

2.20. Orden Neuroptera

2.20.1. Familia Chrysopidae

Las especies de la familia Chrysopidae son insectos de tamaño entre 6.5 - 35 mm de longitud de las alas, de color verde a café claro, ojos verdes o dorados (Valencia *et al.* 2006). Las larvas de todas las especies y los adultos de algunos géneros son depredadores y se alimentan de una amplia variedad de insectos fitófagos tales como áfidos (Hemiptera: Aphididae), cóccidos (Hemiptera: Coccidae), moscas blancas (Hemiptera: Aleyrodidae) y otros insectos de cuerpo blando que se localizan en el follaje. Por esta razón, algunas especies se reproducen actualmente de manera masiva y se utilizan exitosamente para el control biológico de plagas agrícolas (Penny citado por Palomares *et al.* 2017).

2.21. Orden Mantodea

2.21.1. Familia Mantidae

Se han identificado aproximadamente 2000 especies, siendo la mayoría tropicales (Purvis citado por Morales 2000). Todas las especies son depredadores generalistas, que se alimentan de diversos grupos de artrópodos incluyendo insectos benéficos como abejas, avispas y mariposas, y hasta arañas (Zumbado y Azofeifa 2018). Los huevos son depositados en una cápsula llamada ooteca, que tiene textura de papel maché. Cada ooteca puede contener más de 200 huevos (Jiménez 2009).

2.22. Orden Araneae

Grupo cosmopolita, Araneae es el único Orden de Arachnida que tiene los quelíceros asociados con glándulas venenosas (Coddington y Levi citados por Grismado *et al.* 2014). Miden 0.5 - 90 mm de largo. El cuerpo está dividido en prosoma o cefalotórax y el opistosoma o abdomen. Cefalotórax: en la parte anterior están los ojos simples, los quelíceros (suelen tener glándulas de veneno) y los pedipalpos (semejantes a patas pero nunca se apoyan en el suelo, y que utilizan los machos durante el cortejo previo y para transferir el esperma durante el apareamiento). Los cuatro pares de patas se insertan por debajo del prosoma (Zumbado y Azofeifa 2018). El orden Araneae es muy sensible a diversos factores biológicos, como la estructura de la vegetación y la disponibilidad de alimentos (Foelix citado por Castejón 2012). Es el grupo dominante en prácticamente

todos los hábitats, además de ser uno de los grupos de depredadores más comunes en los agro ecosistemas (Martínez 2006).

2.22.1. Familia Araneidae

Es una de las familias más numerosas con muchísimos géneros y centenares de especies en todas las regiones del mundo y en todos los ambientes, con inmensa variedad de formas, colorido, tamaño y desde muy pequeñas tejen telas tan perfectas (Almada y Medrano 2006). Son fácilmente reconocibles por hacer una tela orbicular relativamente perfecta, con sus radios y espiras bien definidas y, en algunos casos, con pequeños adornos blanquecinos en el centro de la tela (Aguilera y Casanueva 2005).

2.22.2. Familia Clubionidae

Son cosmopolitas. De 5 - 12 mm de largo. Presentan ocho ojos en dos filas. Araña de coloración clara verdosa, amarillenta, blanca e incluso colores opacos como el café; algunas de sus especies con quelíceros fuertes de color oscuro. Son diurnas y viven entre el follaje, algunas especies se esconden debajo de piedras o cortezas sueltas (Navarro y Lacayo 2017).

2.22.3. Familia Mimetidae

Los Mimetidae se caracterizan por un patrón distintivo de macrosetas prolaterales en el primer y segundo par de patas. Estas setas están dispuestas en un patrón repetitivo con cada serie que contiene varias setas secuencialmente más largas. Son imitadores agresivos araneófagos que típicamente invaden las redes de otras arañas (Bristowe citado por Triplehorn y Johnson 2005). No construye telas, se desplaza sobre la vegetación y depredan sobre otras arañas (Martínez 2006).

2.22.4. Familia Oxyopidae

Las arañas lince son comunes en la vegetación. Las especies más comunes son verdes. Los ojos están colocados en forma de un hexágono y la parte posterior del abdomen termina en punta. No producen telarañas (Andrews y Caballero 1995). El abdomen a menudo se estrecha hacia un punto posterior, las patas tienen muchas macrosetas largas y los tarsos tienen dos hileras de tricobotias; algunos son de un color verde brillante distintivo. La mayoría de las arañas lince se alimentan en el follaje y emboscan a sus presas; otros se sientan y esperan en las ramas (Triplehorn y Johnson 2005). Lang *et al.*

citados por Memah *et al.* (2018), mencionan que encontraron que las arañas en las plantas de maíz reducen la población de chicharritas (Cicadellidae), trips (Thysanoptera) y pulgones (Aphididae). Bush *et al.* (2000), menciona sobre cuatro casos de envenenamiento por “arañas linceas verdes” *Peuceetia viridans* (Oxyopidae). A pesar de la apariencia inusual y el comportamiento agresivo ocasional de esta araña, el envenenamiento causó solo dolor local, prurito, eritema e induración. No se produjeron necrosis local ni síntomas sistémicos. El tratamiento incluyó inmunización contra el tétanos, cuidado de heridas y terapia sintomática.

2.22.5. Familia Salticidae

Se distribuyen en todas las regiones del mundo. Son más abundantes en las regiones cálidas en donde llaman la atención por su colorido. Son arañas pequeñas o de talla mediana sobrepasando excepcionalmente los 10 mm de longitud. Son cazadoras, persiguen su presa y tienen en mayor o menor grado la facultad de saltar para apoderarse de ellas. Viven en plantas, en el suelo, en piedras y en paredes exteriores (Almada y Medrano 2006). El cuerpo es bastante velludo y a menudo es de colores brillantes o iridiscentes (Triplehorn y Johnson 2005).

2.22.6. Familia Sparassidae

Es una familia bastante numerosa de talla mediana o grande, muy abundantes en regiones tropicales, pero también común en las subtropicales. Viven en troncos o bajo piedras, pudiendo ser también domésticas (Almada y Medrano 2006). Los adultos no construyen tela para capturar sus presas, sino que aguardan colgando de la vegetación baja en lugares cubiertos de hierba y cuando pasa un insecto saltan sobre él dejándose caer al vacío (Aguilera y Casanueva 2005).

2.22.7. Familia Thomisidae

Son errantes, no tejen tela para vivir ni para cazar; obtienen sus presas a la carrera o al acecho, lo que está facilitado por su notable colorido mimético: las que viven en plantas o flores son de colores claros, las que viven bajo piedras o en detritus vegetales son de colores neutros con manchas oscuras (Almada y Medrano 2006). Las arañas cangrejo (Familia Thomisidae), que son fácilmente reconocibles por la disposición laterígrada de las patas, con las anteriores más largas y robustas que las posteriores, son muy numerosas en el entorno del campus (Martínez 2006).

3. METODOLOGÍA

3.1. Descripción del estudio

El estudio se realizó en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador, la cual se ubica en el cantón Talcualuya, municipio de San Luís Talpa, departamento de La Paz, El Salvador, a 50 metros sobre el nivel del mar, con coordenadas geográficas 13°28'3" Latitud Norte, 89°05'8" Longitud Oeste; en el lote conocido como "La Bomba". La fase de campo se desarrolló de abril a julio de 2019. La fase de laboratorio inició una vez realizado el primer muestreo de insectos y arañas con su respectiva preservación, extendiéndose hasta el mes de febrero de 2020, con la identificación de dichos organismos.

La siembra del ajonjolí se realizó el 10 de abril de 2019, la germinación finalizó el día 18 de abril de 2019, posteriormente se realizó el muestreo de insectos y arañas cada 15 días, realizando 6 muestreos en total, más un muestreo en semillas en almacenamiento, realizando una búsqueda de insectos en un volumen de 10 libras de semilla. La cosecha se realizó en el mes de julio de 2019, una vez realizado el sexto muestreo. Según datos del MARN (2019), la transición de la estación seca-lluviosa en la zona se dio a partir del 15 de mayo, dicha estación lluviosa no fue constante, por lo cual fue necesario riego.

3.2. Metodología de campo

3.2.1. Delimitación del estudio

Para el estudio se establecieron tres parcelas de 100 m² cada una, con una separación de 4 metros entre parcela (Figura 1).

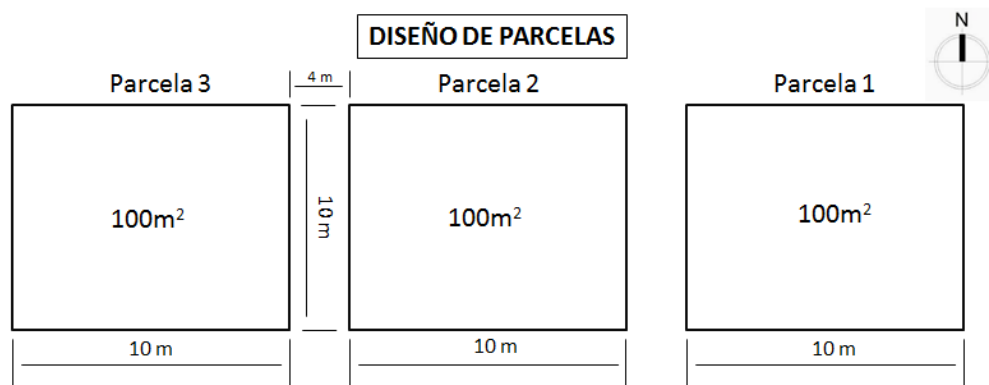


Figura 1. Diseño de parcelas de ajonjolí para estudio.

3.2.2. Preparación de terreno, medición de parcelas y siembra

Se realizaron las labores de chapoda y riego en el área donde se establecieron las parcelas, estas labores se realizaron 5 días antes de la siembra. Posteriormente el día 10 de abril de 2019 se realizaron las labores de rastreado (Figura 2) y surcado con tractor (Figura 3) dejando un distanciamiento entre surco de 80 cm, luego con cinta métrica se realizó la medición y estaquillado de las parcelas (Figura 4) de 10 x 10 m. La siembra (Figura 5) se realizó en forma manual a “chorro seguido”, utilizando un cultivar de semilla blanca ramificado, cuya semilla fue obtenida en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas (Figura 6).

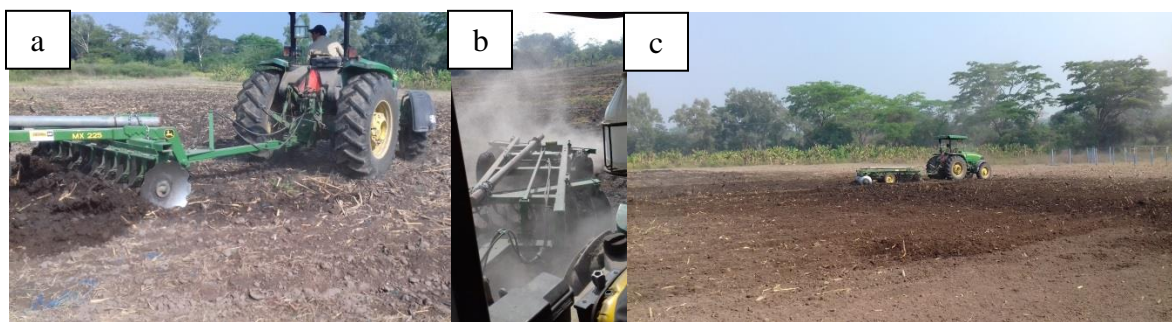


Figura 2. Labores de preparación de terreno (a), (b) y (c) rastreado del terreno.



Figura 3. Labores de preparación de terreno (a) y (b) surcado del terreno.



Figura 4. Delimitación de parcelas, (a) medición de las parcelas, (b) parcela medida y delimitada con estacas.



Figura 5. Siembra de semilla (a) y (b).



Figura 6. Semilla de ajonjolí obtenida en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas.

3.2.3. Manejo del cultivo

Las labores de manejo de cultivo de ajonjolí fueron: riego semanal por aspersión (Figura 7), limpieza de maleza manual semanalmente (Figura 8), aporque de las plantas y raleo, dejando 10 cm entre plantas. Durante todo el desarrollo de cultivo no se realizaron aplicaciones de plaguicidas. El cultivo se observó en plena floración a los 60 días después de la germinación, y las cápsulas maduras a los 90 días después de la germinación (Figura 9).



Figura 7. Riego de parcelas, realizado constantemente durante el ciclo del cultivo.



Figura 8. Limpieza de maleza. (a) y (b) primeras semanas del cultivo, (c) limpieza manual con cuma, (d) plantas adultas, entre surcos libres de maleza.

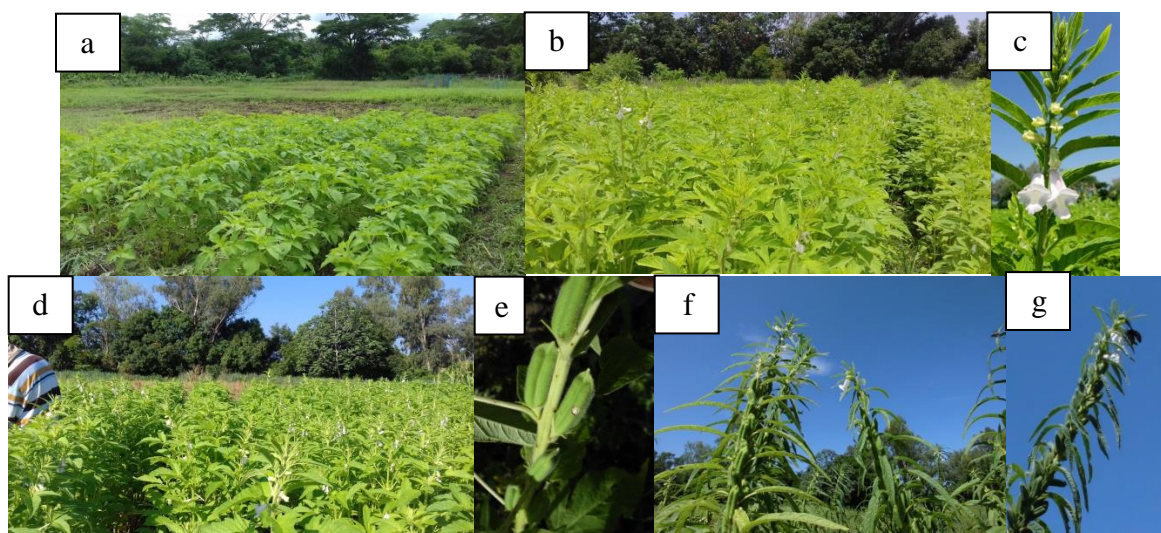


Figura 9. Desarrollo del cultivo de ajonjolí: cultivo a los 45 días después de germinación (a), cultivo al inicio de la floración (b), cultivo en floración (c) y (d), cultivo en fase de fructificación (e), (f) y (g).

3.2.4. Muestreos

Los muestreos se realizaron cada 15 días utilizando red entomológica aérea (Figura 10) colocando los insectos en bolsas plásticas debidamente identificadas por parcela, fecha y

punto de muestreo (Figura 11), las arañas fueron preservadas en frascos plásticos donde posteriormente en el laboratorio se les colocó alcohol etílico al 80%; también se realizó recolecta manual con frascos (viales) plásticos, cuando los organismos presentaban poca movilidad (Figura 12). Se realizaron 6 muestreos en todo el ciclo del cultivo: 3 en la fase de crecimiento vegetativo (15, 30 y 45 días después de la germinación), uno al inicio de la floración (60 días después de la germinación), uno en la fase de floración (75 días después de la germinación) y uno en la fase de fructificación (90 días después de la germinación). Se tomaron 10 sitios de muestreo en forma de “zig zag”, se muestreo un metro lineal en el surco donde se ubicó cada sitio en cada parcela, se muestrearon 10 plantas por sitio. Los puntos de muestreo fueron señalados con estacas. Durante los muestreos se realizaron visitas por parte de los asesores del estudio (Figura 13). Luego de realizado cada uno de los muestreos, se trasladaron los organismos colectados al laboratorio 3 del Departamento de Protección Vegetal donde se colocaron en un congelador (freezer) para lograr la muerte de estos por la acción de las bajas temperaturas. Los insectos inmaduros del orden Lepidoptera fueron colocados en frascos y trasladados al laboratorio, donde fueron criados hasta obtener el adulto. El cultivo se cosechó posterior a los 90 días y se puso a secar la semilla. Posteriormente se realizó un muestreo de insectos en semillas en almacenamiento.

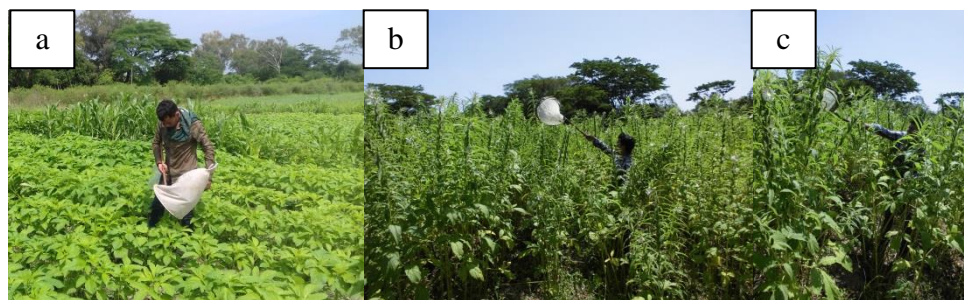


Figura 10. Recolecta de insectos y arañas usando red entomológica (a), (b) y (c).



Figura 11. Identificación de muestras y colocación de insectos en bolsas plásticas.



Figura 12. Recolección manual de insectos y arañas usando frascos plásticos (viales) (a), (b) y (c).



Figura 13. Visita de asesores al lugar del estudio.

3.2.5. Técnicas de recolección

Recolección manual: se realizó una búsqueda de manera activa, revisando cuidadosamente las ramas, hojas, tallos, flores y frutos de cada una de las plantas seleccionadas, recolectado de esta manera todos los insectos y arañas encontrados en dichas estructuras vegetales, tal como lo mencionan Gómez *et al.* (2008).

Red entomológica: consta básicamente de una bolsa cónica con vértice cerrado, redondeado y relativamente ancho. Se elaboró utilizando un mango de 100 cm. Aro de circunferencia de 100 cm y una malla de 80 cm de largo. La bolsa hecha de organza se sujetó al aro metálico (Figura 14) y se reforzó con tela, se sujetó con el aro al mango, donde se fijó utilizando dos abrazaderas. Se necesita una red muy resistente, con un refuerzo alrededor del aro, que es arrastrada arriba y abajo entre la vegetación. Según Chinery (2002) con este método se puede recoger grandes cantidades de insectos. El uso de la red se hizo según lo propuesto por Medina (1977), que menciona que al recolectar insectos con la red, esta debe moverse de manera que siempre este abierta por encima

de las malezas, etc., en un movimiento rápido o barrido, haciendo figuras en forma de "8" según camina por el área donde está recolectando.



Figura 14. Red entomológica aérea.

3.2.6. Cosecha

La cosecha del cultivo de ajonjolí se realizó después de haber realizado el sexto muestreo (90 días después de la germinación). Las plantas se cortaron a una altura de 10 cm del suelo y se colocaron en una malla (Figura 15a), donde se puso a secar la semilla. Una vez seca la semilla se pesó (Figura 15b) y se almacenó.



Figura 15. Cosecha de las plantas de ajonjolí (a) y pesado de semilla (b).

3.3. Metodología de laboratorio

La fase de laboratorio inició posteriormente a los primeros muestreos en el cultivo, y finalizó en febrero de 2020, hasta la identificación de los organismos recolectados durante los muestreos. Los insectos y arañas capturados fueron trasladados al laboratorio 3 del Departamento de Protección Vegetal de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador, se colocaron en congelador (freezer) para lograr la muerte de los organismos. Las larvas de lepidópteros se transportaron al laboratorio donde se criaron hasta obtener los adultos para poder ser identificados. Cada insecto y araña

recolectado, se registró y detalló en cuadros de muestreo previamente elaborados. Para cada individuo se registró su Orden, Familia, Género y especie, cuando fue posible.

3.3.1. Procesamiento de organismos

Los insectos se procesaron en el laboratorio 3 del Departamento de Protección Vegetal (Figura 16) utilizando alfileres (Figura 17) y cajas entomológicas, pinchados entre el segundo y tercer par de patas; las patas y antenas fueron acomodadas con alfileres (Figura 18), los insectos pequeños se colocaron en triángulos con la utilización de pegamento (Figura 19) según lo propuesto por Márquez (2005). Las mariposas se colocaron con las alas extendidas; luego los insectos se sometieron a un proceso de secado por 8 horas en estufa.

Para la colocación de los alfileres entomológicos y las viñetas se utilizó una gradilla entomológica para pinchado (cubo de montaje) el cual permite que todos los ejemplares queden a la misma altura en el alfiler, incluyendo las viñetas (Figura 20).

Las arañas que se recolectaron, se depositaron en frascos con alcohol etílico al 80% (Figura 21). Los insectos se preservaron en cajas entomológicas (Figura 22).

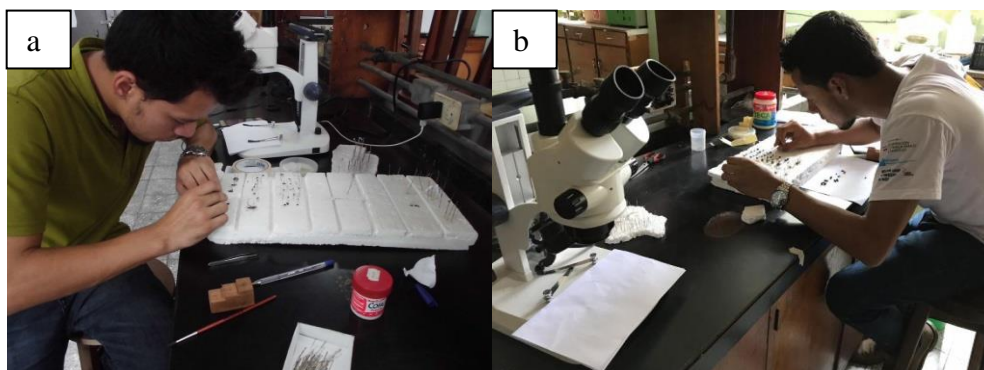


Figura 16. Procesamiento de insectos y arañas en laboratorio (a) y (b).

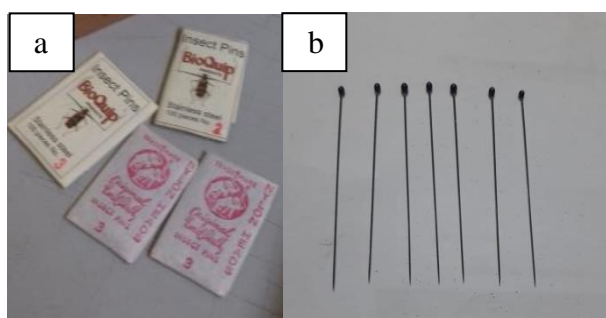


Figura 17. Alfileres entomológicos (a) y (b).

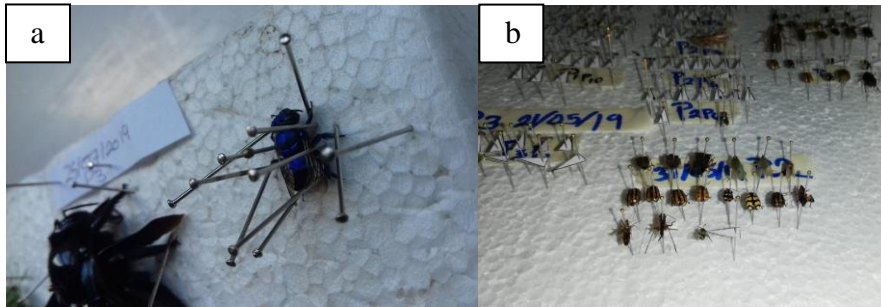


Figura 18. Acomodación de patas y pinchado de insectos con ayuda de alfileres (a) y (b).

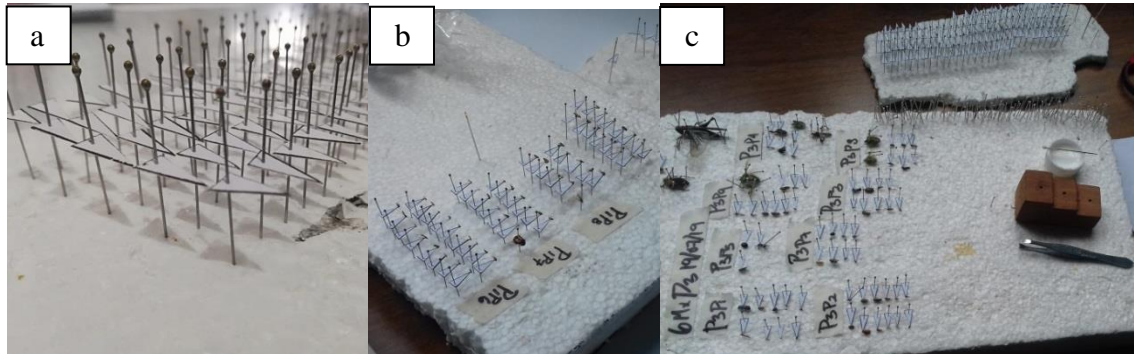


Figura 19. Colocación de insectos pequeños en triángulos (a), (b) y (c).



Figura 20. Colocación de alfileres con uso de gradilla (cubo de montaje).



Figura 21. Preservación de arañas en frascos con alcohol etílico al 80%.



Figura 22. Preservación de insectos en cajas entomológicas.

3.3.2. Cuantificación e identificación de insectos en semilla en almacenamiento

Después que la planta fue cortada, se extrajo la semilla, se secó y se almacenó, posteriormente se tomó una muestra de 10 libras de semillas para buscar insectos. Los insectos inmaduros fueron criados para obtener el adulto para posteriormente procesarlos e identificados.

3.3.3. Identificación de insectos y arañas

Se identificaron únicamente organismos de la Clase Insecta y de la Clase Arachnida (Orden Araneae), a nivel de Orden, Familia, Género y especie cuando fue posible, utilizando claves de identificación, además se identificó el rol ecológico y el gremio alimenticio al cual pertenece cada organismo. Para la observación de los especímenes se utilizó el microscopio estereoscópico. La fase de laboratorio culminó en febrero de 2020, con la identificación de los insectos y arañas.

Para la identificación y clasificación de insectos del Orden Hemiptera se consultó la literatura de UDEL (s.f.), Slater y Baranowski (1978), Brailovsky y Zurbia (1979), Cruz (1984), Prado (1991), Delvare *et al.* (2002), Rafael *et al.* (2012), De la Cruz (2005), Torres (2005), Costas *et al.* (2005), Rengifo y González (2011), Mata y Goula (2011), Pérez *et al.* (2015), Dellapé (2015), Reyes (2016) y Velásquez y Reveles (2018).

Para la identificación y clasificación de insectos del Orden Orthoptera se consultó la literatura de Henríquez y Serrano (1984), Pardo *et al.* (1991), Delvare *et al.* (2002), Llucia (2002), De la Cruz (2005), Rafael *et al.* (2012) y Fontana *et al.* (2017).

Para la identificación y clasificación de insectos del Orden Diptera se consultó la literatura de Ortega (s.f.), Borrór y DeLong 1963, Ross 1978, Henríquez y Serrano (1984), Delvare *et al.* (2002), De la Cruz (2005) y Rafael *et al.* (2012).

Para la identificación y clasificación de insectos del Orden Hymenoptera se consultó la literatura de Toro y De la Hoz (1955), Borrór y DeLong (1963), Ross (1978), Henríquez y Serrano (1984), Nates (1990), Chiappa (1990), Nates y Fernández (1992), Delvare *et al.* (2002), De la Cruz (2005), Fernández y Sharkey (2006), Smith y Vélez (2008), Valverde (2010), Rafael *et al.* (2012) y Bonet (2016).

Para la identificación y clasificación de insectos del Orden Coleoptera se consultó la literatura de Universidad Central de Venezuela (s.f.), Ross (1978), Henríquez y Serrano (1984), ICA (1987), Delvare *et al.* (2002), De la Cruz (2005), Rafael *et al.* (2012), y Van Roie *et al.* (2019).

Para la identificación y clasificación de insectos del Orden Lepidoptera se consultó la literatura de ICA (1987), Leyva y Padilla (1998), McGavin (2000), Delvare *et al.* (2002) y Rafael *et al.* (2012).

Para la identificación y clasificación de arañas (Orden Araneae) se consultó la literatura de McGavin (2000) y Grismado *et al.* (2014).

3.4. Metodología estadística

3.4.1. Diseño de la muestra

Considerando que según la preparación del terreno, los surcos quedaron distanciados a 80 cm y 10 cm entre planta. Fue estimado que se esperaría disponer de 1,200 plantas por parcela. Para el muestreo no se tomó en cuenta los surcos de las orillas, y no se tomó en cuenta el primer metro de cada surco en ambos lados, quedando 800 plantas en el área de muestreo por parcela. Se tomaron 10 sitios de muestreo, se muestreo un metro lineal en el surco donde se ubicó cada sitio, en forma de “Zig zag” por parcela, las plantas que se ubicaron en cada sitio son las que se muestrearon (Figura 23).

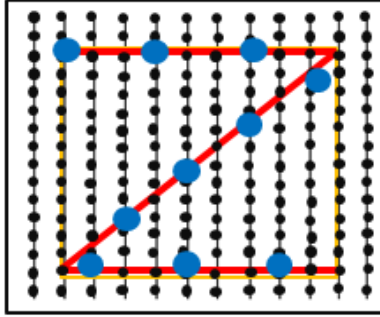


Figura 23. Sitios de muestro en parcelas.

3.4.2. Identificación de variables

La variable independiente del trabajo fue: el conjunto de plantas de ajonjolí con sus diferentes fases fenológicas, y la variable dependiente fue: la comunidad de insectos y arañas.

3.4.3. Parámetros evaluados

Riqueza y abundancia de insectos y arañas según Orden, Familia y Género.

Abundancia de insectos según gremio alimenticio.

Abundancia de insectos según rol ecológico.

Abundancia de insectos y arañas según fase fenológica del ajonjolí.

Influencia de la fenología del ajonjolí en las poblaciones de insectos y arañas.

Comparación de insectos y arañas, según rol ecológico, gremio alimenticio, fase fenológica y muestreos.

3.4.4. Procesamiento de datos

El procesamiento de datos se llevó a cabo por medio de los programas Microsoft Excel, PAST versión 3.0, EstimateS versión 9.1 y SPSS Statistics versión 22.

3.4.5. Análisis y presentación de datos

La riqueza y abundancia de insectos y arañas se presentaron en cuadros para denotar los Órdenes y Familias, Géneros y especies que se encontraron. La dinámica poblacional se analizó midiendo la abundancia de organismos según las fases fenológicas definidas: crecimiento vegetativo, inicio de floración, floración y fructificación. La abundancia de cada especie se expresó en abundancia absoluta (número de veces que el valor de una variable se repite en el conjunto de datos) y relativa (es la proporción que representa la frecuencia absoluta en relación con el total), se elaboraron gráficos de barras, gráficos de

comportamiento de índices de diversidad, diagrama y recta de regresión. Se elaboró una curva de acumulación de especies por cada sitio de muestreo, con el propósito de evaluar la efectividad del esfuerzo de muestreo realizado. Para comparar la riqueza y diversidad de insectos y arañas presentes en el agro ecosistema de ajonjolí, se utilizó la diversidad Alfa, utilizando los índices de diversidad de Margalef, Shannon-Wiener y Simpson. Se calcularon y analizaron los índices de diversidad para familias y géneros de insectos y arañas según fase fenológica del cultivo de ajonjolí, y según rol ecológico.

Índice de diversidad de Margalef

Transforma el número de especies por muestra a una proporción a la cual las especies son añadidas por expansión de la muestra. Supone que hay una relación funcional entre el número de especies y el número total de individuos $S=kN$ donde k es constante (Magurran 1988). Índice con valores menores a 2.00 denotan una baja riqueza de especies y por el contrario valores cercanos a 5.00 o superiores reflejan una riqueza de especies alta (Mora *et al.* 2017).

$$D_{Mg} = \frac{(S - 1)}{\ln N}$$

Dónde:

S: número de especies. N: número total de individuos. ln: logaritmo natural.

Índice de Shannon-Wiener (H)

Expresa la uniformidad de los valores de importancia a través de todas las especies de la muestra (Magurran 1988). Este índice se representa normalmente como H' y se expresa con un número positivo, que en la mayoría de los ecosistemas naturales varía entre 0.5 y 5, aunque su valor normal está entre 2 y 3; valores inferiores a 2 se consideran bajos y superiores a 3 son altos (Mora *et al.* 2017).

$$H = - \sum_{i=1}^S p_i \ln p_i$$

Dónde:

S: número de especies. P_i : proporción de individuos de las especies i respecto al total de individuos (n_i/N). N_i : número de individuos de la especie i . N: número de todos los individuos de todas las especies.

Índice de Simpson (D)

Manifiesta la probabilidad de que dos individuos al azar de una muestra sean de la misma especie. Está fuertemente influido por la importancia de las especies más dominante (Magurran 1988). Como su valor es inverso a la equidad, la diversidad puede calcularse

como $1-\lambda$ (Moreno 2001). El valor del índice también oscila entre 0 y 1, cuanto mayor es el valor, mayor es la diversidad de la muestra (Briceño 2019).

$$D = \sum_{i=1}^S p_i^2$$

Dónde:

Pi: abundancia proporcional de la especie i , es decir, el número de individuos de la especie i dividido entre el número total de individuos de la muestra.

Se realizó una prueba de Regresión lineal para conocer la relación entre las variables en estudio y de esa forma también se obtuvo una ecuación que indica la población de insectos y arañas que es posible encontrar en el cultivo de ajonjolí dependiendo de la cantidad de días después de la germinación cuando se realice el muestreo.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Órdenes de insectos y arañas

Se encontraron 11 Órdenes de insectos (Cuadro 1, figura 24), siendo el más abundante el Orden Hymenoptera con 22.66%, seguido del Orden Hemiptera suborden Heteroptera con 22.99%. En cuanto a los Órdenes Mantodea y Ephemeroptera solo se encontró un insecto durante todos los muestreos. Durante todas las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí se encontraron 1,633 insectos que representan el 90.92% y 163 arañas pertenecientes al Orden Araneae, que representan el 9.08% del total de organismos capturados (Cuadro 1, figura 24). Los resultados obtenidos coinciden con los de Maes y Robleto (1988), quienes presentaron en Nicaragua un catálogo de insectos y arácnidos en el cultivo de ajonjolí, donde reportan 10 Órdenes de insectos y 2 Familias pertenecientes al Orden Araneae.

Cuadro 1. Riqueza y abundancia de Órdenes de insectos y arañas, recolectados en el cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

Orden	Abundancia absoluta	Abundancia relativa
Hymenoptera	425	23.66%
Hemiptera: Heteroptera	413	22.99%
Hemiptera: Auchenorrhyncha	361	20.10%
Coleoptera	236	13.14%
Araneae	163	9.08%
Diptera	79	4.39%
Lepidoptera	58	3.22%
Orthoptera	54	3.01%
Psocoptera	3	0.17%
Neuroptera	2	0.11%
Mantodea	1	0.06%
Ephemeroptera	1	0.06%
Total	1,796	100%

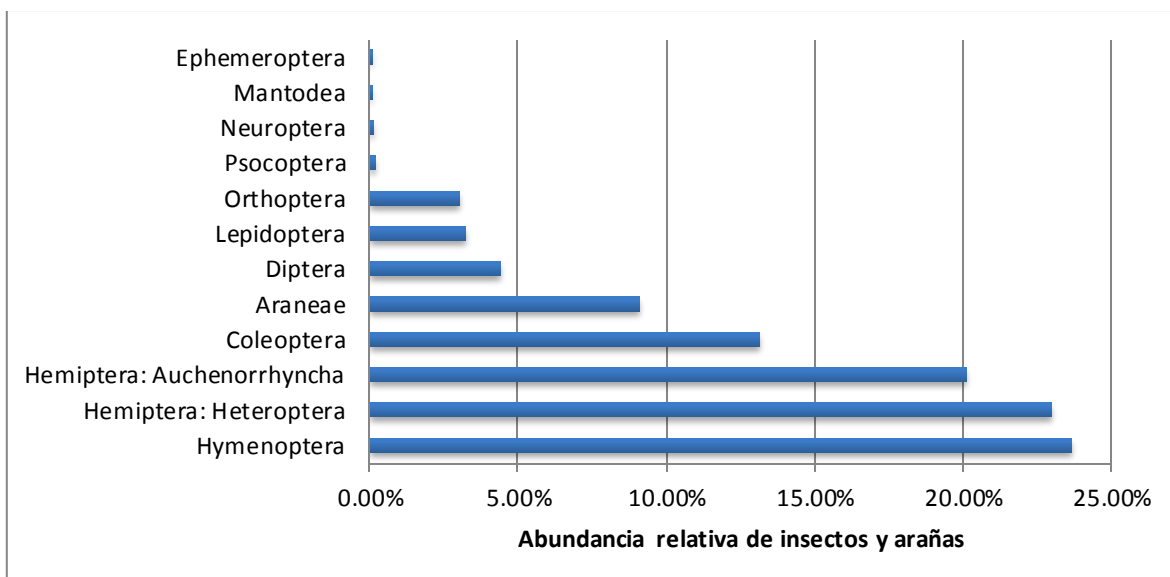


Figura 24. Abundancia relativa de insectos y arañas según Orden, recolectados en el cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

Las poblaciones de insectos y arañas aumentaron durante cada fase fenológica del cultivo de ajonjolí, a los 15 días después de la germinación (crecimiento vegetativo) se recolectaron 138 organismos (Cuadro 2), mientras que a los 75 y 90 días después de la germinación (floración y fructificación) la población de insectos y arañas fue de 450 y 430 organismos respectivamente. Esto indica que la fase fenológica del cultivo influye en las poblaciones de insectos, en la cual donde existe más follaje en la planta es más atractivo para insectos fitófagos y otros que buscan refugio, y por lo tanto también incrementan las poblaciones de insectos depredadores y parasitoides; igualmente las poblaciones de insectos polinizadores se ven influenciadas por la fase de floración del cultivo de ajonjolí.

La población de insectos del Orden Hemiptera suborden Heteroptera aumentó durante cada fase fenológica del cultivo, presentando a los quince días después de la germinación 34 insectos y a los noventa días 126 insectos, entre los cuales se encontraron las Familias Miridae y Berytidae como las más abundantes y las que se presentaron en todas las fases fenológicas del cultivo, mientras que las Familias Alydidae y Pentatomidae fueron más abundantes en la fase de fructificación, alimentándose directamente del fruto. Además, se destaca la presencia de la Familia Reduviidae, como depredador de otros insectos, que aumentó su población en el periodo de fructificación del ajonjolí. El Orden Hemiptera suborden Auchenorrhyncha, mantuvo altas poblaciones de insectos durante

todas las fases fenológicas, principalmente insectos de la Familia Cicadellidae y Cixiidae. En el quinto muestreo (75 días después de la germinación) la población de insectos del Orden Hymenoptera aumentó notablemente debido a que el cultivo se encontraba en floración y eso atrajo insectos polinizadores, entre los más abundantes fueron de la Familia Apidae y Halictidae. Los Órdenes menos abundantes, fueron Psocoptera, Neuroptera (Figura A-1), Mantodea (Figura A-2) y Ephemeroptera, presentándose solo en una fase fenológica del cultivo de ajonjolí. La población de arañas aumentó constantemente durante las fases fenológicas (cuadro 2), pasando de 5 arañas en el primer muestreo a 59 arañas en el sexto muestro. Maes y Robleto (1988), realizaron en Nicaragua un diagnóstico de plagas y enemigos naturales en el cultivo de ajonjolí, realizaron una siembra en época de primera (mayo-junio) y otra siembra en época de postrera (agosto-septiembre), mencionan que las densidades poblacionales de insectos durante la época de primera fueron más bajas que en la época de postrera, los insectos benéficos aumentaron un 35% en la época de postrera, y los insectos fitófagos aumentaron un 71% en la época de postrera.

Cuadro 2. Riqueza y abundancia de Órdenes de insectos y arañas, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

Orden	Abundancia de insectos y arañas durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí					
	Crecimiento vegetativo			Inicio de floración	Floración	Fructificación
	15 ddg	30 ddg	45 ddg	60 ddg	75 ddg	90 ddg
Hemiptera : Heteroptera	34	44	66	62	81	126
Hemiptera : Auchenorrhyncha	67	71	61	66	34	62
Orthoptera	3	5	10	11	16	9
Diptera	8	9	20	14	11	17
Coleoptera	7	8	50	73	53	45
Hymenoptera	12	20	41	66	190	96
Lepidoptera	2	1	1	20	20	14
Psocoptera	0	2	0	0	0	1
Neuroptera	0	0	0	0	2	0
Mantodea	0	0	0	0	1	0
Ephemeroptera	0	0	0	0	0	1
Araneae	5	12	15	30	42	59
Total	138	172	264	342	450	430

ddg: días después de germinación de la semilla de ajonjolí.

4.2. Riqueza y abundancia de Familias y Géneros de insectos

Durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, se recolectaron e identificaron 72 Familias y 3 casos que únicamente se pudo identificar hasta nivel de Superfamilia correspondientes al Orden Hymenoptera. Se identificaron 56 géneros de insectos (Cuadro 5). Las Familias que presentaron más abundancia fueron Cicadellidae con 189 individuos (10.52%), Chrysomelidae con 181 individuos (10.07%), Miridae con 154 (8.57%), Cixiidae con 129 (7.18%) y Apidae: Meliponinae con 94 individuos (5.23%) del total de organismos registrados (Cuadro 3).

Las Familias Acanaloniidae, Tetrigidae, Gryllidae, Ulididae, Lonchaeidae, Asilidae, Bibionidae, Micropezidae, Rhynchophoridae, Rhipiphoridae, Elateridae, Nitidulidae, Eurytomidae, Pteromalidae, Perilampidae, Megachilidae, Pompilidae, Nymphalidae, Mantidae y la Superfamilia Proctotrupoidea, aunque se registran en esta investigación, a lo largo del ciclo del cultivo únicamente se recolectó un insecto de cada Familia, lo cual estadísticamente no son significativos ($p > 0.05$), por lo tanto, no se consideran como asociados al cultivo, más bien su presencia en el cultivo es de forma esporádica o accidental.

Del total de Familias encontradas en el cultivo de ajonjolí, 31 son fitófagos, 13 depredadores de otros insectos, 9 polinizadores, 10 parasitoides, 3 saprófagos, 2 familias que sus larvas son saprófagos y los adultos fitófagos (Ulididae y Lonchaeidae), una Familia que posee organismos fitófagos y parasitoides (Eurytomidae); además existió una cantidad de insectos que únicamente se identificaron a nivel de Superfamilia, las cuales en su mayoría poseen organismos parasitoides, estos insectos se agruparon en Chalcidoidea, Proctotrupoidea y Platygastroidea. En el caso de la Familia Pentatomidae, se recolectaron insectos fitófagos del género *Thyanta* sp., *Euschistus* sp., *Acrosternum* sp. y *Oebalus* sp.; e insectos depredadores del género *Podisus* sp. (Cuadro 3).

Maes y Robleto (1988), realizaron en Nicaragua un diagnóstico de plagas y enemigos naturales en el cultivo de ajonjolí donde describen 25 Familias de insectos asociadas a este cultivo.

Cuadro 3. Riqueza y abundancia de Familias y géneros de insectos, recolectados en el cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

Orden	Familia	Género/especie	Rol ecológico	Gremio alimenticio en el cultivo	Abundancia relativa
Hemiptera Suborden Heteroptera	Miridae	<i>Cyrtopeltis</i> sp., <i>Falconia</i> sp., <i>Prepops</i> <i>latipennis</i>	Fitófago	Picadores-chupadores (P.C.)	8.57%
	Lygaeidae		Fitófago	Picadores-chupadores (P.C.)	1.94%
	Berytidae		Fitófago	Picadores-chupadores (P.C.)	4.39%
	Geocoridae	<i>Geocoris</i> sp.	Depredador	No aplica	0.33%
	Reduviidae	<i>Sinea</i> sp., <i>Zelus</i> sp., <i>Apiomerus</i> sp., <i>Emesaya</i> sp.	Depredador	No aplica	1.05%
	Pentatomidae	<i>Thyanta</i> sp., <i>Euschistus</i> sp., <i>Acrosternum</i> sp., <i>Oebalus</i> sp., <i>Podisus</i> sp.	Fitófago, depredador	Picadores-chupadores (P.C.)	3.11%
	Rhopalidae		Fitófago	Picadores-chupadores (P.C.)	0.16%
	Scutelleridae		Fitófago	Picadores-chupadores (P.C.)	0.66%
	Tingidae		Fitófago	Picadores-chupadores (P.C.)	0.22%
	Corimelaenidae	<i>Corimelaena</i> sp., <i>Galgupha</i> sp.	Fitófago	Picadores-chupadores (P.C.)	0.66%
	Alydidae	<i>Hyalymenus</i> sp.	Fitófago	Carpófagos primarios (C.P.)	1.39%
Coreidae		Fitófago	Picadores-chupadores (P.C.)	0.44%	
Hemiptera suborden Auchenorrhyncha	Cicadellidae	<i>Sibovia</i> sp., <i>Carneocephala</i> sp., <i>Texanus</i> sp., <i>Dalbulus</i> sp., <i>Agallia</i> sp., <i>Draeculacephala</i> sp., <i>Oncometopia</i> sp., <i>Erythrogonia</i> sp.	Fitófago	Picadores-chupadores (P.C.)	10.52%
	Cixiidae	<i>Oecleus</i> sp.	Fitófago	Picadores-chupadores (P.C.)	7.18%
	Delphacidae		Fitófago	Picadores-chupadores (P.C.)	0.72%
	Dyctiopharidae		Fitófago	Picadores-chupadores (P.C.)	0.61%
	Membracidae		Fitófago	Picadores-chupadores (P.C.)	0.55%
	Flatidae		Fitófago	Picadores-chupadores (P.C.)	0.27%
	Acanaloniidae	<i>Acanalonia</i> sp.	Fitófago	Picadores-chupadores (P.C.)	0.05%
Issidae		Fitófago	Picadores-chupadores (P.C.)	0.16%	
Orthoptera	Tettigoniidae	<i>Conocephalus</i> sp., <i>Caulopsis</i> sp.	Fitófago	Defoliadores externos (D.E.)	0.89%
	Acrididae	<i>Orphulella</i> sp., <i>Schistocerca</i> sp.	Fitófago	Defoliadores externos (D.E.)	1.72%
	Tridactylidae		Fitófago	Defoliadores externos (D.E.)	0.27%
	Tetrigidae		Fitófago	Defoliadores externos (D.E.)	0.05%
	Gryllidae		Fitófago	Defoliadores externos (D.E.)	0.05%
Diptera	Dolichopodidae		Depredador	No aplica	1.72%
	Syrphidae		Polinizador	No aplica	1.67%
	Muscidae		Saprófago	No aplica	0.11%
	Therevidae		Depredador	No aplica	0.11%
	Ulidiidae		Saprófago, Fitófago	No aplica	0.05%

	Lonchaeidae		Saprófago, Fitófago	No aplica	0.05%
	Mydidae		Polinizador	No aplica	0.22%
	Asilidae		Depredador	No aplica	0.05%
	Bibionidae		Saprófago	No aplica	0.05%
	Stratiomyidae		Polinizador	No aplica	0.27%
	Micropezidae		Depredador	No aplica	0.05%
Coleoptera	Chrysomelidae	<i>Diabrotica balteata</i> , <i>Diabrotica</i> sp., <i>Disonycha ovata</i> , <i>Omophoita</i> sp., <i>Colaspis</i> sp., <i>Systema</i> sp., <i>Alagoasa</i> <i>jacobiana</i> , <i>Alagoasa</i> <i>cardinalis</i> , <i>Alagoasa</i> sp.	Fitófago	Carpófagos primarios (C.P.) / Defoliadores externos (D.E.)	10.07%
	Carabidae		Depredador	No aplica	0.11%
	Curculionidae		Fitófago	Defoliadores externos (D.E.)	1.11%
	Rhynchophoridae		Fitófago	Defoliadores externos (D.E.)	0.05%
	Cerambycidae		Fitófago	Barrenadores de semilla o ramas (B.S.)	0.11%
	Tenebrionidae		Saprófago	No aplica	0.22%
	Staphylinidae		Depredador	No aplica	1.11%
	Cantharidae	<i>Chauliognathus</i> sp.	Depredador	No aplica	0.16%
	Rhipiphoridae		Parasitoide	No aplica	0.05%
	Elateridae		Fitófago	Defoliadores externos (D.E.)	0.05%
	Nitidulidae		Saprófago	No aplica	0.05%
	Hymenoptera	Ichneumonidae		Parasitoide	No aplica
Eurytomidae			Fitófagos, parasitoide	No aplica	0.05%
Vespidae		<i>Polybia</i> sp.	Depredador	No aplica	1.44%
Braconidae		<i>Chelonus</i> sp., <i>Apanteles</i> sp.	Parasitoide	No aplica	2.83%
Scelionidae			Parasitoide	No aplica	0.77%
Chalcididae			Parasitoide	No aplica	0.33%
Chalcidoidea			Parasitoide	No aplica	1.33%
Formicidae			Depredador	No aplica	1.89%
Pteromalidae			Parasitoide	No aplica	0.05%
Cynipidae			Fitófago	Minadores de hoja (M)	1.11%
Tiphiidae		<i>Tiphia</i> sp.	Parasitoide	No aplica	0.55%
Halictidae		<i>Augochlora</i> sp., <i>Lasioglossum</i> sp.	Polinizador	No aplica	2.78%
Apidae		<i>Apis mellifera</i> , <i>Xylocopa</i> sp., <i>Euglossa</i> sp.	Polinizador	No aplica	3.61%
Apidae: Meliponinae		<i>Trigona</i> sp., <i>Plebeia</i> sp., <i>Nanotrigona</i> sp., <i>Trigonisca</i> sp.	Polinizador	No aplica	5.23%
Anthophoridae		<i>Anthophora</i> sp.	Polinizador	No aplica	0.77%
Proctotrupoidea			Parasitoide	No aplica	0.05%
Colletidae			Polinizador	No aplica	0.11%

	Perilampidae		Parasitoide	No aplica	0.05%
	Megachilidae		Polinizador	No aplica	0.05%
	Platygastroidea		Parasitoide	No aplica	0.16%
	Pompilidae		Parasitoide	No aplica	0.05%
Lepidoptera	Nymphalidae		-	-	0.05%
	Pyralidae		Fitófago	Barrenadores de semilla o ramas (B.S.)	0.11%
	Noctuidae	<i>Trichoplusia</i> sp.	Fitófago	Defoliadores externos (D.E.)	0.11%
	Arctiidae	<i>Estigmene acrea</i>	Fitófago	Carpófagos primarios (C.P.) / Defoliadores externos (D.E.)	2.83%
	Hesperiidae		Polinizador	No aplica	0.11%
Neuroptera	Chrysopidae		Depredador	No aplica	0.11%
Mantodea	Mantidae		Depredador	No aplica	0,05%

Los gremios alimenticios solo se aplicó para insectos fitófagos, por lo tanto para los insectos depredadores, parasitoides, polinizadores y saprófagos se utilizó el término "No aplica".

4.3. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias y Géneros del Orden Hemiptera, suborden Heteroptera

Dentro de este suborden de Hemiptera se registraron 12 Familias y se identificaron dentro de la Familia Miridae los géneros *Cyrtopeltis* sp., *Falconia* sp. y *Prepops latipennis*, en Geocoridae: *Geocoris* sp.; en Reduviidae: *Sinea* sp., *Zelus* sp., *Apiomerus* sp. y *Emesaya* sp.; en Pentatomidae: *Thyanta* sp., *Euschistus* sp., *Acrosternum* sp., *Oebalus* sp., *Podisus* sp.; en Corimelaenidae: *Galgupha* sp., *Corimelaena* sp. y en Alydidae: *Hyalymenus* sp.

Miridae fue la Familia, más abundante de Heteroptera con un total de 154 insectos recolectados durante el ciclo del cultivo de ajonjolí, lo cual equivale al 37.29% de este suborden; la segunda Familia más abundante fue Berytidae (Figura A-3A) con 79 insectos, seguida de Pentatomidae con 56 insectos. Mientras que Scutelleridae (Figura A-3B), Corimelaenidae (Figura A-3C), Tingidae, Coreidae, Rhopalidae, se observaron en menor abundancia (Cuadro 4). Las Familias Miridae, Lygaeidae y Berytidae, tuvieron presencia en todas las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, para el caso de Miridae su población aumentó en el segundo muestreo (30 días después de la germinación) posteriormente se mantuvo constante, mientras que Lygaeidae y Berytidae aumentaron su población a medida el cultivo se acercaba a la fase de fructificación (Cuadro 4). Las Familias Alydidae y Pentatomidae, aumentaron su población a medida el cultivo entro a su fase de fructificación, alimentándose directamente del fruto del cultivo de ajonjolí, ocasionando daños. Además, se destaca la presencia de insectos depredadores pertenecientes a las Familias Reduviidae, Geocoridae y el género *Podisus* sp. (Pentatomidae). Los resultados obtenidos, coinciden con los de Maes y Robleto (1988),

quienes describen a Coreidae, Lygaeidae, Miridae, Pentatomidae, Reduviidae, Rhopalidae, Scutelleridae, Corimelaenidae como Familias asociadas al cultivo de ajonjolí en Nicaragua. Urtiaga (2007), menciona a Pentatomidae como Familia asociada al cultivo de ajonjolí, mientras que la Universidad Central de Venezuela (2003) menciona a las Familias Pentatomidae, Lygaeidae y Miridae. Habana citado por Almeida (2015), menciona a las Familias Miridae, Pentatomidae y Geocoridae como asociadas a este cultivo.

La mayor población de insectos en la Estación Experimental y de Prácticas, se relacionó con la presencia de más alimento para los insectos fitófagos, donde en la fase de fructificación se observó más presencia de insectos, ya que la planta ofrece follaje y partes reproductivas que sirven de alimento, así también los insectos depredadores pertenecientes a este suborden aumentaron en relación a la población de insectos fitófagos.

Cuadro 4. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias de Hemiptera: Heteroptera, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

Familia	Abundancia de insectos durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí.							Total	%
	Crecimiento vegetativo			Iniciode floración	Floración	Fructificación	90 ddg		
	15 ddg	30 ddg	45 ddg	60 ddg	75 ddg				
Miridae	23	32	25	21	26	27	154	37.29%	
Berytidae	9	7	15	10	17	21	79	19.13%	
Pentatomidae	0	0	7	10	14	25	56	13.56%	
Lygaeidae	1	2	3	9	7	13	35	8.47%	
Alydidae	0	0	0	1	12	12	25	6.05%	
Reduviidae	0	1	2	3	2	11	19	4.60%	
Scutelleridae	0	0	4	2	1	5	12	2.91%	
Corimelaenidae	0	0	4	2	1	5	12	2.90%	
Coreidae	0	0	0	3	1	4	8	1.94%	
Geocoridae	0	2	2	0	0	2	6	1.45%	
Tingidae	1	0	2	0	0	1	4	0.97%	
Rhopalidae	0	0	2	1	0	0	3	0.73%	
Total	34	44	66	62	81	126	413	100%	

ddg: días después de germinación de la semilla de ajonjolí.

El género fitófago más abundante de Heteroptera en el cultivo de ajonjolí fue *Cyrtopeltis* sp. (Miridae) (Figura A-3D) y el único género que se registró en todos los muestreos, *Falconia* sp. registró mayor presencia a los 30 días después de la germinación (crecimiento vegetativo) posteriormente su población disminuyó. Los géneros *Euschistus* sp. (Figura A-3E), *Thyanta* sp. y *Acrosternum* sp. (Pentatomidae) (Figura A-3F) registraron mayor presencia en la fase de fructificación (90 días después de la germinación) al igual que *Hyalymenus* sp. (Alydidae) (Figura A-3G) quienes se observaron alimentándose directamente del fruto (Cuadro 5).

Los resultados obtenidos coinciden con los de diferentes autores, la Universidad Central de Venezuela (2003), registra a *Cyrtopeltis tenuis* Reuter “Zancudo del ajonjolí”, “Mírido del ajonjolí” y menciona que el daño es realizado por ninfas y adultos; succionan savia en las hojas, causando clorosis y deformaciones. También atacan tallos, órganos florales y de fructificación. Igualmente Habana citado por Almeida (2015), registra a *Cyrtopeltis tenuis* como asociado al cultivo de ajonjolí. Maes y Robleto (1988), describen los géneros *Cyrtopeltis tenuis*, *Euschistus* sp., *Galgupha guttiger* como géneros fitófagos asociados al cultivo de ajonjolí en Nicaragua.

Salazar (1999), menciona que los insectos que presentaron las más altas poblaciones en el cultivo de ajonjolí asociados al fruto (cápsula) fueron *Nezara viridula*, *Euschistus* sp., *Hyalymenus* sp., mientras que en esta investigación realizada en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas, ubicada en San Luis Talpa, Departamento de La Paz se describe a *Hyalymenus* sp., *Acrosternum* sp. y *Euschistus* sp., sus poblaciones aumentaron en la fase de fructificación; *Nezara viridula* no se encontró en esta investigación. Igualmente la Universidad Central de Venezuela (2003), registra a *Nezara viridula* asociada al ajonjolí mencionando que las ninfas y adultos atacan las cápsulas, pudiendo producir vaneamiento de las misma, además reportan a *Ortholomus jamaicensis* (Lygaeidae), sin embargo en esta investigación realizada en la Estación Experimental y de Prácticas no fue posible identificar los géneros de Lygaeidae. Quintero citado por Almeida (2015), igualmente describe a *Euschistus servus* y *Cyrtopeltis modestus* como insectos asociados al ajonjolí.

Cuadro 5. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Géneros fitófagos de Hemiptera: Heteroptera, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

Género	Crecimiento vegetativo			Inicio de floración	Floración	Fructificación
	15 ddg	30 ddg	45 ddg	60 ddg	75 ddg	90 ddg
<i>Cyrtopeltis</i> sp.	21	18	18	14	24	22
<i>Falconia</i> sp.	2	12	3	0	1	1
<i>Prepops latipennis</i>	0	0	0	6	1	3
<i>Corimelaena</i> sp.	0	0	2	0	0	0
<i>Galgupha</i> sp.	0	0	1	2	2	4
<i>Euschistus</i> sp.	0	0	4	0	2	5
<i>Thyanta</i> sp.	0	0	0	2	1	3
<i>Oebalus</i> sp.	0	0	0	3	2	0
<i>Acrosternum</i> sp.	0	0	0	0	0	7
<i>Hyalymenus</i> sp.	0	0	0	0	12	10

ddg: días después de germinación de la semilla de ajonjolí.

El género depredador más abundante en el cultivo de ajonjolí fue *Podisus* sp. (Pentatomidae) (Figura A-3H), seguido de *Sinea* sp. (Reduviidae) (Figura A-3I), además se registró a *Zelus* sp. (Reduviidae) (Figura A-3J), *Apiomerus* sp. (Reduviidae) (Figura A-3K) y *Geocoris* sp. (Geocoridae) (Figura A-3L). La mayor población de estos insectos depredadores se registró en la fase de fructificación (90 días después de la germinación) (Cuadro 6). Los resultados obtenidos coinciden con los de diferentes autores, Maes y Robleto (1988), describen en Nicaragua los géneros depredadores *Geocoris punctipes*, *Sinea confusa* y *Zelus longipes*, cuyos organismos también fueron recolectados en esta investigación realizada en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas, ubicada en San Luis Talpa, Departamento de La Paz. Por otro lado Habana citado por Almeida (2015), citan a *Geocoris punctipes* como asociado al cultivo de ajonjolí. Alvarado citado por Mazzani (1999), menciona a *Zelus* sp. como asociado a este cultivo. Centeno y Poveda (2010), en su investigación sobre el cultivo de ajonjolí mencionan que *Zelus* sp. (Reduviidae) come adultos de *Diabrotica* sp. (Chrysomelidae).

Cuadro 6. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de géneros depredadores de Hemiptera: Heteroptera, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

Género	Crecimiento vegetativo			Inicio de floración	Floración	Fructificación
	15 ddg	30 ddg	45 ddg	60 ddg	75 ddg	90 ddg
<i>Podisus</i> sp.	0	0	2	5	9	10
<i>Geocoris</i> sp.	0	2	2	0	0	2
<i>Sinea</i> sp.	0	1	1	3	1	2
<i>Zelus</i> sp.	0	0	1	0	0	5
<i>Apiomerus</i> sp.	0	0	0	0	1	2
<i>Emesaya</i> sp.	0	0	0	0	0	2

ddg: días después de germinación de la semilla de ajonjolí.

4.4. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias y Géneros del Orden Hemiptera, suborden Auchenorrhyncha

Dentro de este suborden de Hemiptera se registraron 8 Familias y se identificaron dentro de la Familia Cicadellidae los géneros *Sibovia* sp., *Carneocephala* sp., *Texananus* sp., *Dalbulus* sp., *Agallia* sp., *Draeculacephala* sp., *Oncometopia* sp. y *Erythrogonia* sp., mientras que otros insectos recolectados pertenecientes a esta familia no se pudo identificar su género; para Cixiidae únicamente se reconoció la presencia del género *Oecleus* sp. Se registró el género *Acanalonia* sp. (Acanaloniidae), únicamente al inicio de la floración (60 días después de la germinación). Cicadellidae fue la Familia más abundante de Auchenorrhyncha y en general con 189 insectos recolectados durante el ciclo del cultivo, lo que equivale a un 52.35% de Auchenorrhyncha, seguido de la Familia Cixiidae con 129 insectos lo equivalente al 35.73% de este suborden. Las Familias Cicadellidae y Cixiidae, estuvieron presentes en todas las fases fenológicas del cultivo; para el caso de Cicadellidae la mayor población se registró al inicio de floración (60 días después de la germinación), la mayor población de Cixiidae se registró en la fase de fructificación (90 días después de la germinación) (Cuadro 7). Cicadellidae, registraron un descenso en su población en la fase de Floración (75 días después de la germinación), aumentando en la fase de fructificación. Cixiidae a partir de los 30 días después de la germinación, presento un descenso en su población hasta los 75 días (floración), aumentando para la fase de fructificación (Cuadro 7). Los resultados obtenidos coinciden con los de Maes y Robleto (1988), quienes mencionan a Cicadellidae, Delphacidae, Flatidae, Membracidae como Familias asociadas al cultivo de ajonjolí en Nicaragua.

Hidalgo y Rodríguez (2010), realizaron un estudio sobre la biodiversidad de Hemiptera: Auchenorrhyncha en un área protegida en Cuba, las Familias mejor representadas en los muestreos fueron Cicadellidae 45%, Delphacidae 15%, Cixiidae 8%, Flatidae 4%, Issidae 4%, Membracidae 3% y Dyctiopharidae 1%; en esta investigación realizada en la Estación Experimental y de Prácticas, en un ambiente distinto y donde solamente se evaluó el cultivo de ajonjolí, resultó siendo las Familias Cicadellidae, Cixiidae y Delphacidae las más abundantes, similar a la investigación antes mencionada.

Aunque las poblaciones de Delphacidae, Dyctiopharidae (Figura A-4A), Membracidae en la Estación Experimental y de Prácticas fueron bajas en comparación a otros insectos, al observar grandes poblaciones deben tomarse medidas de control, para evitar que puedan causar daños significativos al cultivo, ya que son organismos chupadores de savia y potenciales vectores de fitopatógenos.

Cuadro 7. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias de Hemiptera: Auchenorrhyncha, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

Familia	Abundancia de insectos durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí.							Total	%
	Crecimiento vegetativo			Iniciode floración	Floración	Fructificación			
	15 ddg	30 ddg	45 ddg	60 ddg	75 ddg	90 d			
Cicadellidae	37	38	36	40	16	22	189	52.35%	
Cixiidae	25	26	20	16	13	29	129	35.73%	
Delphacidae	5	6	1	1	0	0	13	3.60%	
Dyctiopharidae	0	0	4	4	2	1	11	3.04%	
Membracidae	0	1	0	2	3	4	10	2.77%	
Flatidae	0	0	0	2	0	3	5	1.39%	
Issidae	0	0	0	0	0	3	3	0.83%	
Acanaloniidae	0	0	0	1	0	0	1	0.27%	
Total	67	71	61	66	34	62	361	100%	

ddg: días después de germinación de la semilla de ajonjolí.

Oecleus sp. (Cixiidae) (Figura A-4B) fue el género más abundante de Auchenorrhyncha y el único registrado para Cixiidae, con presencia en todas las etapas fenológicas del cultivo (Cuadro 8). Se identificaron 8 géneros pertenecientes a Cicadellidae, y el género más abundante fue *Carneocephala* sp. (Figura A-9C) quien mostro mayor presencia en la fase de crecimiento vegetativo, ausentándose en la fase de floración y fructificación; el

segundo género más abundante fue *Sibovia* sp. (Figura A-4D) quien se registró durante todas las fases fenológicas, *Taxananus* sp. que fue el tercer género más abundante. *Erythrogonia* sp. se registró desde los 45 días después de la germinación hasta la fase de fructificación, mientras que *Oncometopia* sp. desde 60 días después de la germinación hasta la fructificación. *Agallia* sp. se presentó a los 15 y 30 días después de la germinación, ausentándose en las fases de floración y fructificación (Cuadro 8). El género *Acanalonia* sp. (Acanalonidae) (Figura A-4E), únicamente se registró una vez al inicio de la floración. Maes y Robleto (1988), quienes mencionan a las especies *Carneocephala sagittifera*, *Dalbulus maidis*, *Draeculacephala lenticula*, *Oncometopia clarior* como asociados al cultivo de ajonjolí en Nicaragua, lo que contrasta con algunos de los géneros encontrados en esta investigación realizada en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas, ubicada en San Luis Talpa, Departamento de La Paz, además mencionan las especies *Deltocephalus flavicosta*, *Pentagramma bivittata*, *Flatormenis griseoalba*, *Spissistilus festinus* las cuales no fueron encontradas en el periodo de este estudio realizado en la Estación Experimental y de prácticas. Maes y Godoy (1993), mencionan que las especies *Sibovia nielsoni* y *Sibovia occatoria* se han reportado en El Salvador. Maes citado por Álvarez *et al.* (2012), menciona que *Oncometopia clarior* se distribuye desde Estados Unidos hasta Brasil, es polífaga y entre sus hospederos se encuentra el ajonjolí (*Sesamum indicum*).

Cuadro 8. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Géneros de Hemiptera: Auchenorrhyncha, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

Género	Crecimiento vegetativo			Inicio de floración	Floración	Fructificación
	15 ddg	30 ddg	45 ddg	60 ddg	75 ddg	90 ddg
<i>Oecleus</i> sp.	25	26	20	16	13	29
<i>Sibovia</i> sp.	7	2	8	5	7	3
<i>Carneocephala</i> sp.	11	17	9	3	0	0
<i>Texananus</i> sp.	5	1	7	8	1	8
<i>Dalbulus</i> sp.	1	0	3	1	0	2
<i>Agallia</i> sp.	6	9	3	1	0	0
<i>Draeculacephala</i> sp.	2	0	0	1	2	4
<i>Erythrogonia</i> sp.	0	0	4	13	2	1
<i>Oncometopia</i> sp.	0	0	0	4	4	4

ddg: días después de germinación de la semilla de ajonjolí.

4.5. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias y Géneros del Orden Orthoptera

Dentro de este Orden se registraron 5 Familias y se identificaron dentro de la Familia Tettigoniidae los géneros *Conocephalus* sp. y *Cualopsis* sp., en Acrididae *Orphulella* sp. y *Schistocerca* sp. La Familia Acrididae (Figura A-5A) fue la más abundante de Orthoptera con un total de 31 individuos en todo el ciclo del cultivo, lo que equivale al 57.41% de este Orden, seguido de la Familia Tettigoniidae con 16 insectos equivalente al 29.63%. Ambas Familias se registraron a partir de los 30 días después de la germinación (crecimiento vegetativo) y aumentaron su población durante las siguientes fases fenológicas, disminuyendo su población en la fase de fructificación (90 días después de la germinación). Tridactylidae solo fue registrado con 5 individuos en todo el ciclo del cultivo, mientras que Tetrigidae y Gryllidae un individuo (Cuadro 9).

Maes y Robleto (1988), mencionan a Gryllidae y Tettigoniidae como Familias asociadas a cultivo de ajonjolí en Nicaragua, mientras que SAGARPA (2016), menciona a insectos de la Familia Acrididae asociados a este cultivo. Además, Alvarado citado por Mazzani (1999), menciona a Gryllidae, Tettigoniidae y Acrididae como familias asociadas al cultivo de ajonjolí; esto coincide con los resultados de esta investigación realizada en la realizada en la Estación Experimental y de Prácticas, ya que las Familias antes mencionadas fueron registradas.

Cuadro 9. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias de Orthoptera, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

Familia	Abundancia de insectos durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí.							Total	%
	Crecimiento vegetativo			Iniciode floración	Floradón	Fructificación			
	15 ddg	30 ddg	45 ddg	60 ddg	75 ddg	90 ddg			
Acrididae	0	4	6	7	8	6	31	57.41%	
Tettigoniidae	0	1	2	3	7	3	16	29.63%	
Tridactylidae	3	0	2	0	0	0	5	9.26%	
Tetrigidae	0	0	0	1	0	0	1	1.85%	
Gryllidae	0	0	0	0	1	0	1	1.85%	
Total	3	5	10	11	16	9	54	100%	

ddg: días después de germinación de la semilla de ajonjolí.

La población de *Conocephalus* sp. (Tettigoniidae) (Figura A-5B) aumentó durante las fases fenológicas del cultivo, disminuyendo únicamente en la fase de fructificación, mientras que *Caulopsis* sp., únicamente se reportó a los 75 días después de la germinación (Floración) (Cuadro 10). El género *Orphulella* sp. (Acrididae) fue el más abundante de Orthoptera y se registró a partir de los 30 días después de la germinación (Crecimiento vegetativo), su población fue más abundante al inicio y durante la floración, disminuyendo en la fase de fructificación. *Schistocerca* sp. (Acrididae) registró un organismo por muestreo a partir de los 60 días después de la germinación (inicio de floración) (Cuadro 10). Los resultados obtenidos coinciden con los de diferentes autores, Maes y Robleto (1988), mencionan a la especie *Caulopsis cuspidatus* como asociado al cultivo de ajonjolí, además mencionan a *Acheta assimilis*, el cual no se encontró en esta investigación, realizada en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas, ubicada en San Luis Talpa, Departamento de La Paz. Alvarado citado por Mazzani (1999), menciona a *Orphulella punctata*, *Schistocerca impleta* y *Schistocerca pallens* como especies asociadas al ajonjolí. SAGARPA (2016), menciona a *Schistocerca* como insecto asociado al cultivo de ajonjolí, además registra que en Centro América existen cuatro especies del género: *Schistocerca piceifrons*, *Schistocerca pallens*, *Schistocerca nitens* y *Schistocerca centralis*.

Cuadro 10. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Géneros de Orthoptera, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

Género	Crecimiento vegetativo			Inicio de floración	Floración	Fructificación
	15 ddg	30 ddg	45 ddg	60 ddg	75 ddg	90 ddg
<i>Conocephalus</i> sp.	0	1	2	3	3	3
<i>Caulopsis</i> sp.	0	0	0	0	3	0
<i>Orphulella</i> sp.	0	3	4	5	5	4
<i>Schistocerca</i> sp.	0	0	0	1	1	1

ddg: días después de germinación de la semilla de ajonjolí.

4.6. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias del Orden Diptera

Dentro de este Orden se registraron 11 Familias. Dolichopodidae (Figura A-6A) y Syrphidae (Figura A-6B), fueron las Familias más abundantes con poblaciones similares, 39.24% y 37.97% respectivamente con respecto a otras Familias de Diptera. La Familia Dolichopodidae se recolectó durante todo el ciclo del cultivo del ajonjolí, donde a partir de

los 30 días después de la germinación (crecimiento vegetativo), su población fue disminuyendo. Syrphidae se registró a partir de los 30 días después de la germinación (crecimiento vegetativo) y obtuvo su mayor población en la fase de fructificación. Los estados adultos de las Familias Dolichopodidae, Therevidae, Asilidae (Figura A-6C) y Micropezidae corresponden a organismos depredadores. Syrphidae, Mydidae y Stratiomyidae a polinizadores. De las Familias Ulididae, Lonchaeidae, Asilidae, Bibionidae y Micropezidae, se recolectó un insecto de cada Familia en todo el ciclo del cultivo (Cuadro 11). Dentro del Orden Diptera, no fue posible identificar organismos a nivel de Género. Maes y Robleto (1988), mencionan a la especie *Pseudodoros clavatus* (Syrphidae) como asociada al cultivo de ajonjolí en Nicaragua.

Cuadro 11. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias de Diptera, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

Familia	Abundancia de insectos durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí.							Total	%
	Crecimiento vegetativo			Inicio de floración	Floración	Fructificación			
	15 ddg	30 ddg	45 ddg	60 ddg	75 ddg	90 ddg			
Dolichopodidae	8	8	5	4	3	3	31	39.24%	
Syrphidae	0	1	8	6	5	10	30	37.97%	
Stratiomyidae	0	0	1	0	1	3	5	6.33%	
Mydidae	0	0	1	2	0	1	4	5.06%	
Muscidae	0	0	2	0	0	0	2	2.53%	
Therevidae	0	0	1	1	0	0	2	2.53%	
Ulididae	0	0	1	0	0	0	1	1.26%	
Lonchaeidae	0	0	1	0	0	0	1	1.26%	
Asilidae	0	0	0	1	0	0	1	1.26%	
Bibionidae	0	0	0	0	1	0	1	1.26%	
Micropezidae	0	0	0	0	1	0	1	1.26%	
Total	8	9	20	14	11	17	79	100%	

ddg: días después de germinación de la semilla de ajonjolí.

4.7. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias y Géneros del Orden Coleoptera

Dentro de este Orden se registraron 11 Familias y 10 Géneros. Se identificaron dentro de la Familia Chrysomelidae los géneros y especies *Diabrotica balteata* (Figura A-7A), *Diabrotica* sp., *Disonycha ovata* (Figura A-7B), *Omophoita* sp. (Figura A-7C), *Colaspis* sp.,

Systema sp., *Alagoasa jacobiana* (Figura A-7D y E), *Alagoasa cardinalis* y *Alagoasa* sp. (Figura A7F y G). Chrysomelidae fue la Familia más abundante de Coleoptera y la segunda más abundante en general con 181 individuos durante todo el ciclo del cultivo, equivalente al 76.69% de este Orden, su mayor población se registró al inicio de la Floración (60 días después de la germinación), posteriormente durante la floración y fructificación su población disminuyó; así mismo se destaca la presencia de esta Familia en todas las fases fenológicas del cultivo (Cuadro 12).

Chrysomelidae se observó alimentándose del follaje del cultivo, e igualmente junto a otras Familias de otros Órdenes se observó alimentándose directamente del fruto, ocasionando daños. Se registró el género *Chauliognathus* sp. (Cantharidae) (Figura A-7H), siendo representado únicamente un organismo tanto en la fase de floración como de fructificación (Cuadro 12).

La Familia Curculionidae, registró 20 insectos durante el ciclo del cultivo, lo equivalente a 8.47% del Orden Coleoptera, con presencia en todos los muestreos, exceptuando a los 30 días después de la germinación (crecimiento vegetativo), su mayor población se registró a los 45 días después de la germinación, cuando la plantación aún se encontraba en crecimiento vegetativo próximo a entrar en floración (Cuadro 12).

Las Familias Rhynchophoridae, Rhipiphoridae, Elateridae y Nitidulidae solamente registraron un individuo durante todo el ciclo del cultivo de ajonjolí, en la Estación Experimental y de Prácticas. La Familia Staphylinidae (Figura A-7I), se registró a partir del inicio de la floración (60 días después de la germinación), su mayor población se registró en la fase de floración, cuyos organismos fueron recolectados directamente de las flores del ajonjolí, de esta Familia se recolectaron 20 insectos equivalente al 8.47% del Orden Coleoptera (Cuadro 12).

Maes y Robleto (1988), mencionan a Carabidae, Cerambycidae, Chrysomelidae, Curculionidae, Elateridae, Tenebrionidae como Familias asociadas al cultivo de ajonjolí. Urtiaga (2007), menciona a Chrysomelidae; mientras que la Universidad Central de Venezuela (2003), registra a Chrysomelidae, Cerambycidae y Elateridae como Familias asociadas al cultivo de ajonjolí. Habana citado por Almeida (2015), citan a Chrysomelidae y Curculionidae. Además, Alvarado citado por Mazzani (1999), menciona a

Chrysomelidae, Coccinellidae, Cerambycidae, Bostrychidae, Tenebrionidae como Familias asociadas al cultivo de ajonjolí. Estos datos coinciden con los resultados obtenidos en esta investigación realizada en la Estación Experimental y de Prácticas de Facultad de Ciencias Agronómicas, ubicada en San Luis Talpa, Departamento de La Paz; a excepción de Coccinellidae y Bostrychidae que no fueron registrados.

Cuadro 12. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias de Coleoptera, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

Familia	Abundancia de insectos durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí.							Total	%
	Crecimiento vegetativo			Inicio de floración	Floración	Fructificación			
	15 ddg	30 ddg	45 ddg	60 ddg	75 ddg	90 ddg			
Chrysomelidae	5	8	36	64	40	28	181	76.69%	
Curculionidae	2	0	12	4	1	1	20	8.47%	
Staphylinidae	0	0	0	2	10	8	20	8.47%	
Tenebrionidae	0	0	0	1	0	3	4	1.69%	
Cantharidae	0	0	0	0	2	1	3	1.27%	
Carabidae	0	0	1	0	0	1	2	0.85%	
Cerambycidae	0	0	0	2	0	0	2	0.85%	
Rhynchophoridae	0	0	1	0	0	0	1	0.42%	
Rhipiphoridae	0	0	0	0	0	1	1	0.42%	
Elateridae	0	0	0	0	0	1	1	0.42%	
Nitidulidae	0	0	0	0	0	1	1	0.42%	
Total	7	8	50	73	53	45	236	100%	

ddg: días después de germinación de la semilla de ajonjolí.

El género más abundante de Coleoptera: Chrysomelidae fue *Disonycha ovata* con un total de 38 organismos durante todo el ciclo del cultivo y quien se registró a partir de los 45 días después de la germinación (crecimiento vegetativo); el segundo género más abundante fue *Alagoasa* sp., registrado igualmente a partir de los 45 días después de la germinación. *Omophoita* sp. fue el tercer género más abundante y el cual se registró a partir de los 30 días después de la germinación; estos 3 géneros antes mencionados disminuyeron sus poblaciones en la fase de fructificación (90 días después de la germinación) (Cuadro 13).

Diabrotica balteata, comparando con otros géneros y especies no fue muy abundante, registrando 9 organismos durante todo el ciclo del cultivo, el cual se reportó en todos los muestreos realizado, exceptuando a los 45 días después de la germinación. *Alagoasa cardinalis* (Chrysomelidae), se registró únicamente en la fase de floración y fructificación, al igual que *Chauliognathus* sp. (Cantharidae) el cual únicamente se recolectó un organismo en las fases fenológicas antes mencionadas. *Colaspis* sp. (Chrysomelidae), se presentó desde los 45 días después de la germinación, aumentando su población al inicio de la floración y disminuyó sucesivamente en las siguientes fases fenológicas (Cuadro 13).

Los resultados obtenidos coinciden con los de diferentes autores, Maes y Robleto (1988), mencionan a las especies *Alagoasa virgata*, *Colaspis* sp., *Diabrotica* sp, *Omophoita aequinoctialis* como asociadas al cultivo de ajonjolí en Nicaragua; además menciona a *Lema* sp., *Oedionychus* sp., los cuales no se encontraron en esta investigación realizada en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas, ubicada en San Luis Talpa, Departamento de La Paz. Mientras que Urtiaga (2007), menciona a *Systema* sp. y *Diabrotica* sp., probable *D. balteata*. CORPOICA (1998), menciona que los crisomélidos más comunes en el cultivo de ajonjolí son *Diabrotica* spp. y *Colaspis* spp. Además, la Universidad Central de Venezuela (2003), describe a *Systema marginicollis* Clark. “Coquito rayado del ajonjolí” y *Systema scurra* “Coquito del ajonjolí”; mientras que Leyva y Padilla (1998), mencionan a *Diabrotica balteata*, *Diabrotica viridula* y *Diabrotica biannularis* asociadas al cultivo de ajonjolí. Habana citado por Almeida (2015), registran a *Diabrotica balteata* y *Systema basalis*. Estos datos coinciden con los resultados obtenidos en esta investigación realizada en la Estación Experimental y de Prácticas. Igualmente, Alvarado citado por Mazzani (1999), menciona a *Omophoita aequinoctialis*, *Omophoita* sp., *Systema marginicollis*, *Systema scurra*, *Systema* sp. como asociados al cultivo de ajonjolí. Según EAP (2001), existen 3 especies de *Diabrotica* que son las más importantes en el cultivo de ajonjolí, las que atacan al cultivo desde la siembra hasta la maduración de las vainas, las cuales son: *Diabrotica balteata*, *Diabrotica viridula* y *Diabrotica biannularis*. Van Roie et al. (2019), registraron a *Disonycha ovata* en Ahuachapán, Chalatenango, La Libertad y San Salvador.

Cuadro 13. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Géneros de Coleoptera, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

Género	Crecimiento vegetativo			Inicio de floración	Floración	Fructificación
	15 ddg	30 ddg	45 ddg	60 ddg	75 ddg	90 ddg
<i>Diabrotica balteata</i>	4	1	0	2	1	1
<i>Diabrotica sp.</i>	0	1	3	4	6	1
<i>Omophota sp.</i>	0	3	6	7	4	1
<i>Disonycha ovata</i>	0	0	10	12	10	6
<i>Colaspis sp.</i>	0	0	2	6	3	2
<i>Systema sp.</i>	0	0	0	1	1	1
<i>Alagoasa jacobiana</i>	0	0	2	5	1	4
<i>Alagoasa cardinalis</i>	0	0	0	0	3	3
<i>Alagoasa sp.</i>	0	0	8	9	4	2
<i>Chauliognathus sp.</i>	0	0	0	0	1	1

ddg: días después de germinación de la semilla de ajonjolí.

4.8. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias y Géneros del Orden Hymenoptera

Dentro de este Orden se registraron 17 Familias, y organismos que únicamente se pudieron identificar a nivel de Superfamilia. Además, se identificaron 14 géneros; así mismo se identificaron roles ecológicos como depredadores, polinizadores y dos Familias cuyo rol ecológico corresponde a organismos fitófagos. La Familia más abundante fue Apidae, subfamilia Meliponinae, lo que equivale al 22.11% de Hymenoptera; igualmente de la Familia Apidae, donde se reportó *Apis mellifera* (Figura A-8A y B), *Xylocopa sp.* (Figura A-8C) y *Euglossa sp.* (Figura A-8D) constituyeron un 15.29% de insectos de este Orden. Braconidae fue la tercera Familia más abundante, registró 51 organismos en todo el ciclo del cultivo lo que equivale a 12.00%; mientras que Halictidae fue la cuarta Familia más abundantes de Hymenoptera (Cuadro 14). Las Familias Vespidae y Formicidae comprenden organismos depredadores, registraron presencia en todas las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí. La mayor población de Vespidae se registró a los 90 días después de la germinación (fructificación), mientras que la población de Formicidae fue constante exceptuando a los 30 y 60 días donde su población disminuyó. Cynipidae (Figura A-8E) comprende organismos fitófagos formadores de agallas, se registró a partir de los 30 días después de la germinación y tuvo presencia en las siguientes fases fenológicas, donde su mayor población de registró a los 45 días después de la

germinación, posteriormente su población fue disminuyendo (Cuadro 14). Los resultados obtenidos coinciden con los de algunos autores, Alvarado citado por Mazzani (1999), menciona a Formicidae como una Familia de insectos asociado al cultivo de ajonjolí. Maes y Robleto (1988), describen a Apidae y Vespidae como Familia asociada al cultivo de ajonjolí en Nicaragua.

Braconidae fue la Familia más abundante de los insectos parasitoides, se registró a partir de los 30 días después de la germinación, su mayor población fue en la fase de fructificación (90 días después de la germinación); seguido de Scelionidae (Figura A-8F), familia que alcanzó su mayor población en la fase de floración. Tiphidae no estuvo presente en todos los muestreos realizados, ausentándose a los 15 y 60 días después de la germinación, mientras que su mayor población se alcanzó en la fase de floración (75 días después de la germinación) (Cuadro 14). Ichneumonidae y Chalcididae (Figura A-8G), fueron menos abundantes, colectándose únicamente 6 organismos de cada Familia en todo el ciclo del cultivo, lo equivalente a 1.41% respectivamente de este Orden.

Apidae fue la Familia más abundante de los insectos polinizadores, se detectó a partir de los 45 días después de la germinación, alcanzando su mayor población en la fase de floración; *Apis mellifera* fue la especie más abundante. La población de Apidae: Meliponinae fue muy abundante, donde se identificaron 4 géneros, se registró a partir de los 45 días después de la germinación, la mayor población se alcanzó en la fase de floración. Halictidae con presencia desde los 45 días después de la germinación, alcanzó su mayor población en la fase de floración con 24 organismos, en total se recolectaron 50 insectos pertenecientes a esta Familia lo que equivale a 11.76% de este Orden. Anthophoridae se registró al inicio de la floración donde se registró su mayor población, posteriormente su población disminuyó. Se colectó un insecto perteneciente a la Familia Megachilidae y 2 pertenecientes a Colletidae (Cuadro 14).

En una investigación realizada por Ramírez y Quiroz (2016), sobre abejas silvestres en México, obtuvieron que de las muestras colectadas el 60% correspondió a Halictidae, 25% a Apidae, 12% Andrenidae, 2% Megachilidae y 1% Colletidae, donde destacaron la presencia de *Lasioglossum* sp. Además, en esta investigación realizada en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas, ubicada en San Luis Talpa, Departamento de La Paz no se reporta Andrenidae, y la Familias más

abundante de Apoidea fue Apidae, seguida por Halictidae en la cual *Lasioglossum* sp., fue el género más abundante de esta Familia. Sachdeva *et al.* citados por Oliveira y Magalhaes (2013), menciona otros visitantes de las flores de ajonjolí pertenecientes a las Familias Vespidae, Apidae, Megachilidae y Halictidae; por otro lado en esta investigación realizada en la Estación Experimental y de Practicas, Apidae y Halictidae fueron los Apoideos más abundantes colectados visitando flores del ajonjolí.

Cuadro 14. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias de Hymenoptera, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

Familia	Abundancia de insectos durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí.						Total	%
	Crecimiento vegetativo			Inicio de floración	Floración	Fructificación		
	15 ddg	30 ddg	45 ddg	60 ddg	75 ddg	90 ddg		
Apidae: Meliponinae	0	0	4	4	79	7	94	22.11%
Apidae	0	0	1	23	32	9	65	15.29%
Braconidae	0	8	8	5	7	23	51	12.00%
Halictidae	0	0	1	10	24	15	50	11.76%
Formicidae	7	2	8	3	7	7	34	8.00%
Vespidae	2	2	3	2	5	12	26	6.12%
Chalcidoidea	1	4	3	3	7	6	24	5.64%
Cynipidae	0	1	8	4	4	3	20	4.71%
Scelionidae	0	1	0	1	9	3	14	3.29%
Anthophoridae	0	0	0	8	4	2	14	3.29%
Tiphiidae	0	0	1	0	7	2	10	2.35%
Chalcididae	2	1	3	0	0	0	6	1.41%
Ichneumonidae	0	1	1	0	1	3	6	1.41%
Platygastroidea	0	0	0	0	0	3	3	0.70%
Colletidae	0	0	0	0	2	0	2	0.47%
Eurytomidae	0	0	0	1	0	0	1	0.24%
Perilampidae	0	0	0	0	1	0	1	0.24%
Megachilidae	0	0	0	0	1	0	1	0.24%
Pompilidae	0	0	0	0	0	1	1	0.24%
Pteromalidae	0	0	0	1	0	0	1	0.24%
Proctotrupoidea	0	0	0	1	0	0	1	0.24%
Total	12	20	41	66	190	96	425	100%

Se presentan 17 Familias, 3 Superfamilias. Apidae: Meliponinae analizado por separado.
ddg: días después de germinación de la semilla de ajonjolí.

El género *Polybia* sp. (Vespidae) (Figura A-8H) el cual es un insecto depredador, tuvo presencia en todas las fases fenológicas del cultivo, mostrando de los 15 a los 75 días después de la germinación que su población se mantuvo similar, aumentando en la fase de fructificación (90 días después de la germinación) (Cuadro 15). Salazar (1999), menciona que los insectos que presentaron las más altas poblaciones en el cultivo asociados al fruto del ajonjolí (capsula) junto a otros Hemiptera, fue *Polybia* sp., lo cual contrasta con esta investigación realizada en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas, ubicada en San Luis Talpa, Departamento de La Paz, ya que *Polybia* sp. aumentó significativamente su población en la fase de fructificación, lo cual estuvo relacionado con el incremento de las poblaciones de otros insectos fitófagos, que son su fuente de alimento.

Tiphia sp. (Tiphidae), *Chelonus* sp. y *Apanteles* sp. (Braconidae) corresponden a insectos parasitoides colectados en la Estación Experimental y de Prácticas. *Tiphia* sp. fue el único género encontrado en la Familia Tiphidae, su población aumentó en la fase de floración. *Chelonus* sp. (Figura A-8I) fue el género más abundante de Braconidae en la Estación Experimental y de Prácticas, tuvo presencia a partir de los 30 días después de la germinación y su población se mantuvo constante hasta la fase de floración, posteriormente en la fase de fructificación del cultivo, su población aumentó notablemente (Cuadro 15). *Apanteles* sp. se registró en la fase de fructificación del cultivo. Dentro de esta Familia se registraron otros organismos, los cuales no fue posible identificar a nivel de género. Salazar (1999), en su investigación obtuvo como resultado que *Chelonus* sp. fue el insecto parasitoide más abundante en el cultivo de ajonjolí, lo cual contrasta con esta investigación ya que *Chelonus* sp. fue el insecto parasitoide que resultó más abundante en la Estación Experimental y de Prácticas, aumentando su población en la fase de fructificación. Van Driesche *et al.* (2007), mencionan que *Chelonus* sp (Cheloninae) son endoparasitoides huevo – larva de Lepidoptera.

Apis mellifera, *Xylocopa* sp., *Euglossa* sp., *Trigona* sp., *Nanotrigona* sp., *Plebeia* sp. y *Trigonisca* sp. corresponden a organismos polinizadores recolectados en la Estación Experimental y de Prácticas, sus mayores poblaciones se registraron durante la fase de floración del cultivo de ajonjolí (Cuadro 15). *Apis mellifera* con presencia a partir del inicio de la floración (60 días después de la germinación), aumentó su población en la fase de

floración con 26 organismos y disminuyendo a 2 en la fase de fructificación. Fue el género polinizador más abundante con un total de 49 organismos recolectados.

Trigona sp. (Figura A-8J), fue el segundo género más abundante con 44 organismos recolectados, alcanzó su mayor población en la fase de floración con 32 organismos y disminuyó notablemente en la fase de fructificación, junto a los otros géneros de Apidae, *Trigona* es un importante polinizador en el cultivo.

Plebeia sp. fue el tercer género más abundante con 28 organismos, presentándose a partir de la fase de floración donde se registró su mayor población con 25 organismos, disminuyendo a 3 durante la fase de fructificación, igualmente *Plebeia* es un importante polinizador del cultivo.

Trigonisca sp. se registró a partir de la fase de floración, fue el cuarto género más abundante. *Nanotrigona* sp. se registró a partir del inicio de la floración.

Oliveira y Magalhaes (2013), en su investigación describen a *Apis mellifera*, *Trigona spinipes*, *Xylocopa* (*Neoxylocopa*) *grisescens* y *Xylocopa* (*Neoxylocopa*) *cearensis* como abejas polinizadoras asociadas al ajonjolí, donde *Apis mellifera* representó el 46% de los insectos recolectados y *Trigona spinipes* el 43%. Maes y Robleto (1988), describen a *Apis mellifera* asociada a este cultivo. Mientras que Sachdeva *et al.* citados por Oliveira y Magalhaes (2013), mencionan otros visitantes de las flores de ajonjolí los cuales son *Vespa* sp., *Polistes* sp., *Vespula maculifrons* (Vespidae), *Xylocopa* spp., *Apis dorsata*, *Apis mellifera*, *Apis florea*, *Trigona iridipennis*, *Ceratina sexmaculata* (*C. smaragdula*) (Apidae), *Megachile* sp. (Megachilidae), *Nomia elliotii* e *Halictus catullus* (Halictidae), donde *Apis mellifera* presentó la mayor abundancia relativa con 97.4%. Estos datos coinciden con los resultados obtenidos en esta investigación realizada en la Estación Experimental y de Prácticas, donde *Apis mellifera* fue la especie más abundante de Hymenoptera, además se registraron los géneros mencionados por los autores, a excepción de *Vespa*, *Polistes*, *Vespula*, *Nomia elliotii* y *Halictus catullus*.

Anthophora sp., *Augochlora* sp., y *Lasioglossum* sp., en estado adulto junto a Apidae son organismos polinizadores. La mayor presencia de *Anthophora* sp. (Anthophoridae) (Figura A-8K), se evidenció al inicio de la floración (60 días después de la germinación)

posteriormente su población fue disminuyendo. *Augochlora* sp. (Halictidae) (Figura A-8L), registró 23 organismos recolectados manteniendo su población constante durante la floración y fructificación, mientras que *Lasioglossum* sp. (Figura A-8M) fue el género más abundante de Halictidae con 24 insectos recolectados alcanzado su mayor población durante la floración con 14 organismos, posteriormente durante la fructificación su población disminuyó notablemente (Cuadro 15). Los géneros de Anthophoridae y Halictidae fueron recolectados directamente en las flores del ajonjolí.

Cuadro 15. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Géneros de Hymenoptera, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

Género	Crecimiento vegetativo			Inicio de floración	Floración	Fructificación
	15 ddg	30 ddg	45 ddg	60 ddg	75 ddg	90 ddg
<i>Polybia</i> sp.	2	2	2	2	2	11
<i>Chelonus</i> sp.	0	2	1	2	2	16
<i>Apanteles</i> sp.	0	0	0	0	0	1
<i>Apis mellifera</i>	0	0	0	21	26	2
<i>Xylocopa</i> sp.	0	0	0	0	3	4
<i>Euglossa</i> sp.	0	0	0	0	1	1
<i>Trigona</i> sp.	0	0	5	3	32	4
<i>Nanotrigona</i> sp.	0	0	0	1	2	2
<i>Plebeia</i> sp.	0	0	0	0	25	3
<i>Trigonisca</i> sp.	0	0	0	0	18	1
<i>Tiphia</i> sp.	0	0	1	0	7	2
<i>Augochlora</i> sp.	0	0	1	6	8	8
<i>Lasioglossum</i> sp.	0	0	0	4	14	6
<i>Anthophora</i> sp.	0	0	0	6	4	2

ddg: días después de germinación de la semilla de ajonjolí.

4.9. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias y Géneros del Orden Lepidoptera

Dentro de este Orden se registraron 5 Familias y 2 géneros. La Familia más abundante fue Arctiidae, la cual representa el 87.93% de los Lepidoptera, registró presencia a partir de los 60 días después de la germinación (inicio de la floración), se mantuvo durante la floración y disminuyó en la fructificación. Pyralidae, Noctuidae y Hesperidae (Figura A-9A y B) registraron 2 organismos en todo el ciclo del cultivo (Cuadro 16). Un organismo de Arctiidae fue recolectado en fase adulta, el resto de organismos fue colectado en fase de

larva y fueron criados para obtener el adulto, posteriormente se determinó que pertenecían a la especie *Estigmene acrea*. Nymphalidae, Pyralidae, Noctuidae, fueron recolectados en fase adulta, al igual que Hesperidae, Familia que se observó en las flores del ajonjolí. Maes y Robleto (1988), describen a Arctiidae, Noctuidae, Pyralidae como familias asociadas al cultivo de ajonjolí. La Universidad Central de Venezuela (2003), menciona a Noctuidae y Pyralidae. Mientras que Alvarado citado por Mazzani (1999), mencionan a Noctuidae como asociada al ajonjolí.

Cuadro 16. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias de Lepidoptera, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

Familia	Abundancia de insectos durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí.							
	Crecimiento vegetativo			Inicio de floración	Floración	Fructificación	Total	%
	15 ddg	30 ddg	45 ddg	60 ddg	75 ddg	90 ddg		
Arctiidae	0	0	0	19	19	13	51	87.93%
Pyralidae	1	0	1	0	0	0	2	3.45%
Noctuidae	1	0	0	1	0	0	2	3.45%
Hesperidae	0	0	0	0	1	1	2	3.45%
Nymphalidae	0	1	0	0	0	0	1	1.72%
Total	2	1	1	20	20	14	58	100.00%

ddg: días después de germinación de la semilla de ajonjolí.

Estigmene acrea (Lepidoptera: Arctiidae) (Figura A-9C,D,E,F) se registró a partir de la fase de floración (60 días después de la germinación), fue recolectada en estado de larva alimentándose del follaje. En la fase de fructificación se observó alimentándose directamente del fruto del ajonjolí, su población disminuyó en esta fase (Cuadro 17). *Trichoplusia* sp. (Noctuidae), únicamente se registró en estado adulto una vez a los 15 días y una vez a los 60 días después de la germinación. Maes y Robleto (1988), describen a *Estigmene acrea* y *Trichoplusia ni* como asociados al cultivo de ajonjolí en Nicaragua, géneros que fueron registrados en este estudio realizado en la Estación Experimental y de Prácticas; además los autores mencionan a *Acontia* sp., *Agrotis* sp., *Heliothis* sp., *Pseudoplusia* sp., *Spodoptera* sp. y *Loxostege* sp. como asociados al ajonjolí. Leyva y Padilla (1998), describen a *Trichoplusia ni* “falso medidor” y a *Estigmene acrea* “gusano peludo” como asociados al cultivo de ajonjolí.

Cuadro 17. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Géneros de Lepidoptera, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

Género	Crecimiento vegetativo			Inicio de floración	Floración	Fructificación
	15 ddg	30 ddg	45 ddg	60 ddg	75 ddg	90 ddg
<i>Trichoplusia</i> sp.	1	0	0	1	0	0
<i>Estigmene acrea</i>	0	0	0	18	19	13

ddg: días después de germinación de la semilla de ajonjolí.

4.10. Insectos encontrados en semillas en almacenamiento

Se muestrearon insectos asociados a la semilla, de una muestra de 10 libras. Se identificó el Orden Lepidoptera y Coleoptera y las Familias Tenebrionidae, Nitidulidae, Mycetophagidae, Scolytidae y Gelechiidae. Tenebrionidae (Coleoptera) fue la Familia más abundante con 11 organismos lo que equivale al 40.74% del total de insectos encontrados (Cuadro 18). Gelechiidae (Lepidoptera) fue la segunda Familia más abundante en la cual se encontraron 9 organismos en fase de larva y fueron criados en laboratorio para obtener el adulto, los cuales se alimentan directamente de la semilla de ajonjolí. Nitidulidae (Coleoptera) representa el 14.81% del total de insectos recolectados (Cuadro 18). ICA (1987), menciona que 22 especies de Nitidulidae se han encontrado en productos almacenados o lugares de almacenamiento, además menciona que normalmente se alimenta de frutas y hortalizas en descomposición, pero frecuentemente se encuentra en maíz y arroz, tanto en el campo como en los depósitos, así como también en otros granos almacenados y harinas. Casari y Ide (2012), mencionan que los Mycetophagidae son de color marrón a marrón oscuro, generalmente con una mancha amarillenta; pubescencia densa y larga, entre 1.5 y 5 mm de longitud, mientras que el ICA (1987), afirma que las larvas y adultos de Mycetophagidae se alimentan de hongos, todas las especies que se han encontrado en productos almacenados, aparecen cuando las condiciones son favorables para el crecimiento de los hongos, ninguna de las especies tiene importancia económica, igualmente Casari y Ide (2012), mencionan que algunos se pueden encontrar en productos almacenados, donde su presencia es indicativa de condiciones de humedad y moho.

Las larvas de Scolytidae se alimentan en sus huéspedes. Algunos adultos viven en semillas, otros barrenan tallos de plantas herbáceas o raíces, pero la gran mayoría atacan árboles. Las larvas de Gelechiidae tienen hábitos muy variados; algunas minadoras de

hojas, unas pocas forman agallas, muchas son enrolladoras de hojas o masticadoras y algunas son plagas graves en productos almacenados (ICA 1987). Según Ávila *et al.* citados por el IICA (1988), entre los insectos que atacan las semillas de ajonjolí en almacenamiento podemos mencionar a las polillas del Orden Lepidoptera y algunos gorgojos del Orden Coleoptera. Dentro de Coleoptera a *Tribolium* spp. (Tenebrionidae), *Sitophilus granarius* (Curculionidae), *Rhyzopertha dominica* (Brostrychidae), *Trogoderma granarius* (Dermestidae), *Bruchus* sp. (Bruchidae), *Lasioderma* sp. (Ptinidae); dentro de Lepidoptera a *Ephestia cautella* (Pyralidae), *Sitotroga cerealella* (Gelechiidae), *Plodia* spp. (Pyralidae). Por otro lado Alvarado citado por Mazzani (1999), también menciona a *Tribolium* spp. (Tenebrionidae). Duarte *et al.* (2012), mencionan que entre los insectos más dañinos y distribuidos en todo el mundo, se destaca *Sitotroga cerealella* (Oliver) (Gelechiidae), que es la segunda plaga más grande de granos almacenados.

Cuadro 18. Familias de insectos encontrados en semillas en almacenamiento, en un volumen de 10 libras, recolectados en julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

Orden	Familia	Abundancia absoluta	Abundancia relativa
Lepidoptera	Gelechiidae	9	33.33%
Coleoptera	Tenebrionidae	11	40.74%
	Scolytidae	1	3.70%
	Mycetophagidae	2	7.40%
	Nitidulidae	4	14.81%
Total		27	100%

4.11. Abundancia y dinámica poblacional de insectos según rol ecológico

Los insectos fitófagos representan el 58.85% del total de los organismos, polinizadores 14.59%, depredadores el 10.18%, arañas (Orden Araneae) 9.08% parasitoides 6.63%, saprófagos 0.67% (Cuadro 19), los datos no coinciden con los de Maes y Robleto (1988), donde se encontró que en tal estudio el 78.46% de insectos descritos corresponden a fitófagos, 13.85% a depredadores, 1.53% a parasitoides, 3.08% a polinizadores y 3.08% a Saprófagos.

La abundancia de insectos fitófagos en la Estación Experimental y de Prácticas se mostró de forma ascendente hasta los 60 días después de la germinación (inicio de floración), posteriormente disminuyó su población y para la fase de fructificación nuevamente subió alcanzando 220 insectos, logrando en esta fase la mayor población (Cuadro 19). Las

Familias fitófagas más abundantes fueron Cicadellidae, Chrysomelidae, Miridae, Berytidae, Cixiidae y las cuales estuvieron presentes en todas las fases fenológicas del cultivo. Las mayores poblaciones de insectos fitófagos pertenecientes a las familias Pentatomidae y Alydidae (Hemiptera: Heteroptera) y Arctiidae (Lepidoptera), se observaron en la fase de floración y fructificación, donde insectos de estas familias se encontraron alimentándose directamente del fruto, ocasionando daños (Figura A-10). Esto indica que la fase fenológica del ajonjolí influye en la población de insectos, ya que cuando existe más follaje y frutos las poblaciones de insectos fitófagos aumentan, por lo tanto, también aumenta la población de insectos depredadores y parasitoides. Lygaeidae, Berytidae, Rhopalidae, Scutelleridae, Tingidae, Corimelaenidae, Coreidae, Delphacidae, Dytiscidae, Membracidae, Flatidae, Issidae, Tettigoniidae, Acrididae, Tridactylidae, Tetrigidae, Gryllidae, Curculionidae, Cerambycidae, Cynipidae, Eurytomidae Pyralidae, Noctuidae, Acanaloniidae, Rhynchophoridae, Elateridae, corresponden también a insectos de rol ecológico fitófago que se registraron en el cultivo de ajonjolí en menor abundancia, en la Estación Experimental y de Practicas de la Facultad de Ciencias Agronómicas, ubicada en San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

Salazar (1999), menciona que las poblaciones de insectos fitófagos en el cultivo de ajonjolí, en la fase de crecimiento vegetativo tuvieron poblaciones similares, y al inicio de la floración, durante la floración y fructificación presentaron poblaciones constantes, sin sufrir marcadas variaciones. Por otro lado, los insectos benéficos incrementaron sus poblaciones durante toda la fase vegetativa hasta la fase de inicio de floración y en plena floración, donde estabilizaron sus poblaciones y manteniéndose constantes durante el resto de las etapas, donde posteriormente decreció al final del ciclo del cultivo, debido posiblemente a la disminución de insectos fitófagos. Triplehorn y Johnson (2005), mencionan Miridae es la Familia más grande de Heteroptera, la mayoría de las especies se alimentan de plantas, pero muchas son depredadoras de otros insectos. Según Wheeler y Schaefer citados por Costas (2005), casi todas las especies de Berytidae son muy polífagas y en la bibliografía se han indicado casos de especies depredadoras facultativas. Almeida (2015), en su investigación titulada “Influencia de la distancia de siembra sobre las plagas y el rendimiento agrícola en ajonjolí (*Sesamum indicum* L.)”, cuantificó un total de 1356 insectos fitófagos relacionándolos con los diferentes estados fenológicos en el cultivo. Dicho autor destacó la presencia de *Macrolophus praeclarus* (Miridae), *Diabrotica balteata* (Chrysomelidae), *Solenopsis geminata* (Formicidae),

Bemisia argentifolii (Aleyrodidae) y *Systema basalis* (Chrysomelidae), mencionando que los daños ocasionados por *Solenopsis geminata* no fueron representativos para el desarrollo vegetativo del cultivo; destacando además, que en el cultivo con distanciamiento de 0.80 cm entre surco se obtuvo mayor incidencia de insectos fitófagos, en comparación con el cultivo con el distanciamiento de 0.60 cm entre surco.

Los géneros y especies *Cyrtopeltis* sp., *Falconia* sp., *Prepops latipennis*, *Thyanta* sp., *Euschistus* sp., *Acrosternum* sp., *Oebalus* sp., *Corimelaena* sp., *Galgupha* sp., *Hyalymenus* sp., *Sibovia* sp., *Carneocephala* sp., *Texananus* sp., *Dalbulus* sp., *Agallia* sp., *Draeculacephala* sp., *Oncometopia* sp., *Erythrogonia* sp., *Oecleus* sp., *Acanalonia* sp., *Conocephalus* sp., *Caulopsis* sp., *Orphulella* sp., *Schistocerca* sp., *Diabrotica balteata*, *Diabrotica* sp., *Disonycha ovata*, *Omophoita* sp., *Colaspis* sp., *Systema* sp., *Alagoasa jacobiana*, *Alagoasa cardinalis*, *Alagoasa* sp., *Trichoplusia* sp. y *Estigmene acrea*, se identificaron como insectos fitófagos en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas, ubicada en San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

Salazar (1999), en su investigación recolectó 89 géneros de insectos fitófagos lo que equivale a 61%, menciona que los insectos fitófagos que se presentaron con más frecuencia en el cultivo de ajonjolí fueron *Estigmene acrea*, *Trichoplusia ni*, *Diabrotica balteata*, *Euschistus* sp. y *Hyalymenus* sp., lo que contrasta con algunos de los insectos encontrados en este estudio realizado Estación Experimental y de Prácticas, además dicho autor menciona a *Spodoptera sunia*, *Nezara viridula*, *Cerotoma* sp como insectos asociados a este cultivo. Quintero citado por Almeida (2015), menciona que *Euschistus servus* y *Cyrtopeltis modestus* se alimentan de los botones florales y cápsulas incipientes, provocando su caída y/o vaneo de los granos. Almeida (2015), destaca a *Systema basalis* que se observó en el cultivo a los 35 días después de la siembra y hasta el periodo donde las capsulas estaban bien formadas, además menciona a *Diabrotica balteata*. Mientras que SAGARPA (2016), menciona que *Schistocerca* en su alimentación incluye varios cultivos y vegetación silvestre, por lo que su peligrosidad radica cuando presenta un comportamiento gregario, a la vez reporta a *Schistocerca piceifrons* asociado al cultivo de ajonjolí.

La población de insectos depredadores en la Estación Experimental y de Prácticas fue ascendente durante las fases fenológicas del cultivo, reportándose 17 insectos al inicio del

crecimiento vegetativo (15 días después de la germinación) y 55 en la fase de fructificación (90 días después de la germinación) (Cuadro 19). Formicidae perteneciente a los insectos depredadores fue la Familia más abundante con 34 insectos, seguida de Dolichopodidae con 31, Vespidae con 26, Staphylinidae con 20 y Reduviidae con 19 insectos; además se reportaron en todo el ciclo del cultivo, 26 individuos pertenecientes a *Podisus* sp. (Pentatomidae) cuyo rol ecológico es depredador. Con menor abundancia se reportaron otras Familias depredadores las cuales son: Geocoridae, Therevidae, Asilidae, Micropezidae, Carabidae, Cantharidae y Chrysopidae. Los géneros *Geocoris* sp., *Sinea* sp., *Zelus* sp., *Apiomerus* sp., *Emesaya* sp., *Podisus* sp., *Chauliognathus* sp. y *Polybia* sp., se identificaron como insectos depredadores en la Estación Experimental y de Prácticas.

Salazar (1999), en su investigación menciona que los insectos depredadores más frecuentes en el cultivo de ajonjolí son *Polybia* sp., *Zelus* sp., *Sinea* sp., *Geocoris* sp. y arañas, además menciona que *Polybia* sp. se presentó en todas las etapas fenológicas del cultivo. Tales géneros de insectos también se registran en esta investigación realizada en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas, ubicada en San Luis Talpa, Departamento de La Paz, donde *Polybia* sp. igualmente se registró durante todo el ciclo del cultivo. Centeno y Poveda (2010), en su investigación sobre el cultivo de ajonjolí, mencionan que *Zelus* sp. (Reduviidae) come adultos de *Diabrotica* sp. (Chrysomelidae), mientras que las avispas (Vespidae) se alimentan de larvas de Noctuidae. Estas 3 Familias depredadoras mencionadas, fueron encontradas en esta investigación realizada en la Estación Experimental y de Prácticas.

Van Driesche *et al.* (2007), mencionan que *Geocoris* sp. son depredadores importantes de ninfas de moscas blancas, ácaros, trips y áfidos. Leyva y Padilla (1998), mencionan insectos depredadores que han sido encontrados en el cultivo de ajonjolí, entre ellos reportan que *Zelus* sp. (Reduviidae) son controladores biológicos de insectos de la Familia Chrysomelidae; mencionan que la Familia Formicidae comen larvas del género *Spodoptera* de primer y segundo estadio; además Chrysopidae come larvas pequeñas de *Spodoptera* y huevos de chinche de Pentatomidae. Vásquez *et al.* (2016), en una investigación observo que *Sinea* sp. es depredador de *Trichoplusia ni* (Lepidoptera: Noctuidae). Liceras *et al.* (2006), mencionan que *Podisus* durante todos sus estados ninfales de desarrollo (excepto el primero), es un depredador de los diferentes estadios

larvales de Lepidoptera. Gonzales (1995), menciona que las adaptaciones de *Apiomerus* sp. cuya morfología externa imita la forma y color de la abeja *Trigona trinidadensis*, este mimetismo permite a esta chinche depredar insectos que visitan las flores de plantas tropicales. Leyva y Padilla (1998), mencionan que *Polybia* sp. (Vespidae) controla larvas de *Estigmene acrea*. Machado citado por Hernández *et al.* (2009), menciona que *Polybia* es considerado un depredador generalista favorecido por las altas densidades poblacionales de otros insectos, lo que la hace un potencial agente para el control biológico en varios cultivos.

La población de insectos parasitoides en la Estación Experimental y de Prácticas también fue ascendente, durante todas las fases fenológicas del cultivo (excepto en al inicio de la floración). Al inicio del crecimiento vegetativo (15 días después de la germinación) se recolectaron 3 insectos y en la fase de fructificación 42 insectos parasitoides (Cuadro 19). Braconidae (Hymenoptera) fue la Familia más abundante de insectos parasitoides con 51 organismos recolectados, seguido de Scelionidae con 14, Tiphidae con 10, Ichneumonidae con 6, Chalcididae con 6. Pteromalidae, Perilampidae, Pompilidae (Hymenoptera) y Rhipiphoridae (Coleoptera) fueron representados solamente por un insecto en cada Familia en todo el ciclo del cultivo del ajonjolí en la Estación Experimental y de Prácticas. Durante la identificación un insecto se pudo identificar hasta la súper familia Proctotrupoidea, y 3 de Platygastroidea, los cuales son individuos parasitoides. Los géneros *Chelonus* sp., *Apanteles* sp. y *Tiphia* sp. se identificaron como insectos parasitoides en la Estación Experimental y de Prácticas.

Van Driesche *et al.* (2007), menciona que especies de Scelionidae han sido usados para controlar *Nezara viridula* (Pentatomidae) quien es reportada por muchos autores como asociada al cultivo de ajonjolí. En este estudio realizado en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas, ubicada en San Luis Talpa, Departamento de La Paz se encontró al género *Acrosternum*, el cual también pertenece a la Familia Pentatomidae; lo que indica que, con base a lo mencionado por los autores citados, Scelionidae puede jugar un papel importante en la regulación de las poblaciones de este insecto.

Salazar (1999), menciona que los insectos parasitoides se presentaron en menores poblaciones, sobresaliendo *Chelonus* sp. y *Ophion* sp., además menciona que la dinámica

poblacional de *Chelonus* sp. aumentó durante todas las etapas reproductivas de manera constante, pero sin cambios drásticos; lo cual contrasta con esta investigación realizada en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas, ubicada en San Luis Talpa, Departamento de La Paz, ya que *Chelonus* fue el insecto parasitoide más abundante, sin embargo su población se mantuvo constante hasta la fase de fructificación, donde su población subió significativamente; en el caso de *Ophion* sp., no fue encontrado en este estudio. Leyva y Padilla (1998), mencionan que *Apanteles* y *Chelonus* (Braconidae) controlan larvas de *Estigmene acrea* y *Trichoplusia ni*, como se ha mencionado, en esta investigación realizada en la Estación Experimental y de Prácticas fueron recolectados ambos insectos parasitoides e igualmente las dos especies defoliadores que se mencionan. Clausen citado por Kimsey y Brothers (2006), mencionan que las especies del género *Tiphia* se usan en control de poblaciones de plagas de Scarabaeidae. *Chelonus* sp., causa que *Trichoplusia ni* inicie prematuramente la metamorfosis. Las larvas parasitadas tejen capullos pero no empupan (Jones citado por Van Driesche *et al.* 2007), esto asegura que la estructura protectora del capullo sirva al parasitoide en desarrollo, antes de la muerte del hospedero.

La población de insectos polinizadores en la Estación Experimental y de Prácticas se registró a los 30 días después de la germinación únicamente con un organismo, a los 45 días después de la germinación su población aumentó a 16 organismos, al inicio de la floración (60 días después de la germinación) hubo incremento de la población a 51; posteriormente durante la floración alcanzo su máxima población contabilizándose 145 organismos (Cuadro 19). La fase de floración influye directamente en las poblaciones de insectos polinizadores, los cuales visitan las plantas de ajonjolí en busca de polen y néctar, evidenciándose así su mayor población en la fase de floración del cultivo. Los insectos polinizadores más abundantes del Orden Hymenoptera fueron los pertenecientes a la subfamilia Meliponinae (Apidae) con 94 insectos; así mismo se recolectaron 65 insectos siempre de la Familia Apidae representados mayormente por *Apis mellifera* y en menor abundancia *Xylocopa* sp. y *Euglossa* sp. Halictidae fue la segunda Familia más abundante de insectos polinizadores con 50 insectos capturados en todo el ciclo del cultivo. Anthophoridae con 14 organismos fue la tercera familia más abundante de insectos polinizadores pertenecientes a Hymenoptera. Syrphidae (Diptera) cuyos adultos cumplen la función de insectos polinizadores, es registrada en esta investigación, recolectándose 30 organismo pertenecientes a esta familia en todo el ciclo del cultivo.

Colletidae y Megachilidae (Hymenoptera) y Hesperidae (Lepidoptera), Mydidae, Stratiomyidae (Diptera), fueron encontrados como Familias representantes de insectos polinizadores en menor abundancia. Los géneros *Anthophora* sp., *Augochlora* sp., *Lasioglossum* sp., *Apis mellifera*, *Xylocopa* sp., *Euglossa* sp., *Trigona* sp., *Plebeia* sp., *Nanotrigona* sp. y *Trigonisca* sp., se identificaron como insectos polinizadores en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas, ubicada en San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

Roubik citado por Bonilla y Nates (1992), afirman que las abejas Euglosinas son importantes polinizadores de muchas plantas. Gomes *et al.* (2012), realizaron la investigación denominada “Frecuencia de visitas de abejas (*Apis mellifera*) en plantas de ajonjolí (*Sesamum indicum*) y Girassol (*Helianthus annuus*)” donde observaron que las abejas visitan el cultivo de ajonjolí con más frecuencia en la mañana, especialmente para la recolección de polen entre las 7:00 AM y las 9:30 AM y para recolección de néctar entre las 9:30 y las 11:00 AM. Oliveira y Magalhaes (2013), realizaron una investigación denominada “Diversidad de abejas visitantes florales y posibles polinizadores de cultivos oleaginosos en el noreste de Brasil” donde recolectaron en ajonjolí cuatro especies de abejas pertenecientes a la Familia Apidae, las cuales son: *Apis mellifera*, *Trigona spinipes*, *Xylocopa (Neoxylocopa) grisescens* y *Xylocopa (Neoxylocopa) cearensis*.

Montilla y Cedeño (1998), realizaron la investigación denominada “Efecto de la polinización por abejas (*Apis mellifera* L) sobre el rendimiento de cultivares indehiscentes de Ajonjolí (*Sesamum indicum* L)”, donde se estudió la influencia de la exclusión y el libre acceso de abejas melíferas a las flores del ajonjolí, sobre los componentes del rendimiento ramas/planta, altura de planta, cápsulas/planta, semillas/cápsula, longitud de cápsulas, peso de 1000 semillas y rendimiento de semillas/planta. Las plantas con flores expuestas a la polinización incrementaron el número de ramas/planta, altura de planta y peso de 1000 semillas y significativamente el número de cápsulas/planta, semillas/cápsula y rendimiento de semillas/planta, en comparación con las plantas excluidas a la polinización.

Vockeroth y Thompson citados por Arcaya *et al.* (2013), mencionan que los Syrphidae constituyen una de las Familias del Orden Diptera con mayor abundancia y riqueza de especies. Los adultos, conocidos como moscas de las flores, presentan mimetismo

batesiano con Himenópteros sociales y se alimentan de néctar y polen, lo cual según Thompson y Rotheray citados por Arcaya *et al.* (2013), les convierte en importantes polinizadores de muchas plantas.

La población de insectos saprófagos en la Estación Experimental y de Prácticas fue muy baja en la cual se incluyen las Familias Ulididae, Lonchaeidae, Bibionidae (Diptera), Tenebrionidae y Nitidulidae (Coleoptera) (Cuadro 19).

Dentro de la descripción de los roles ecológicos, se incluyen las arañas (Araneae), las cuales son depredadoras de insectos. En todo el ciclo del cultivo se recolectaron 163 arañas, lo cual ocupa el 9.08% (Cuadro 19). La población de arañas fue ascendente durante cada muestreo; al inicio del crecimiento vegetativo (15 días después de la germinación) se registraron 5 arañas, y en la fase de fructificación 59. Se recolectaron e identificaron las Familias Araneidae, Clubionidae, Mimetidae, Oxyopidae, Salticidae, Sparassidae y Thomisidae, todas pertenecientes al Orden Araneae. Según Whitcomb citado por Salazar (1999), muchas veces altas poblaciones de diferentes especies de arañas están presentes en un cultivo depredando de diferente manera plagas e insectos benéficos, además provee alimento a otros depredadores (en forma de huevos o estados inmaduros) cuando las poblaciones de plagas están bajas.

Cuadro 19. Abundancia de insectos y arañas según rol ecológico, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

Rol ecológico	Abundancia de insectos según rol ecológico, encontrados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí							Total	%
	Crecimiento vegetativo			Inicio de floración	Floración	Fructificación			
	15 ddg	30 ddg	45 ddg	60 ddg	75 ddg	90 ddg			
Fitófago	113	124	189	226	185	220	1,057	58.85%	
Polinizador	0	2	16	51	145	48	262	14.59%	
Depredador	17	17	24	24	46	55	183	10.18%	
Depredador (Arañas)	5	12	15	30	42	59	163	9.08%	
Parasitoide	3	15	16	11	32	42	119	6.63%	
Saprófago	0	2	2	1	1	6	12	0.67%	
Total	138	172	262	343	451	430	1,796	100.00%	

ddg: días después de germinación de la semilla de ajonjolí.

4.12. Abundancia y dinámica poblacional de insectos según gremio alimenticio

El gremio alimenticio más abundante en el cultivo de ajonjolí fueron los Picadores – chupadores (P.C.) (66.04%), seguido de los Defoliadores externos (D.E.) (19.96%), Carpófagos primarios (C.P.) (2.37%), Minadores de hoja (M) (1.89%) y Barrenadores de semilla o ramas (B.S.) (0.28%), y 9.46% de individuos que fungen como defoliadores externos (D.E.) y carpófagos primarios (C.P.) (Cuadro 20). Tomando de referencia el catálogo de insectos asociados al cultivo de ajonjolí en Nicaragua por Maes y Robleto (1988), se ha documentado que el 50.98 % corresponde a insectos Picadores – chupadores (P.C.), 43.13% a Defoliadores externos (D.E.), 3.92% a Barrenadores de semilla o ramas (B.S.) y 1.96% a Carpófagos primarios (C.P.).

La población de los insectos Picadores – chupadores (P.C.) en la Estación Experimental y de Practicas se mostró ascendente desde los 15 hasta los 45 días después de la germinación, se observó un descenso de población al inicio y durante la Floración (60 y 75 días después de la germinación), y alcanza su mayor población en la fase de fructificación (90 días después de la germinación) (Cuadro 20). Las Familias perteneciente a este gremio alimenticio fueron: Miridae, Lygaeidae, Berytidae, Rhopalidae, Scutelleridae, Tingidae, Corimelaenidae, Coreidae, Pentatomidae, Cicadellidae, Cixiidae, Delphacidae, Dytiotharidae, Membracidae, Flatidae, Acanaloniidae e Issidae. Las altas poblaciones de insectos chupadores de savia se deben a que la planta proporciona suficiente alimento para estos insectos, ya que posee abundante follaje.

Salazar (1999), menciona que *Sibovia* sp. es un insecto picador – chupador, se presentó en todas las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, lo cual contrasta con esta investigación realizada en la Estación Experimental y de Practicas (Figura 36), donde *Sibovia* sp. y *Texananus* sp. también estuvieron presentes en todas las fases fenológicas del cultivo; además Salazar (1999), menciona que *Sibovia* sp. mostró una dinámica poblacional estable durante las etapas fenológicas vegetativas y primeras etapas reproductivas donde incrementaron sus poblaciones de maneras significativas, posteriormente su población disminuyó. Corrales *et al.* (2017), menciona que *Oncometopia* son transmisores de virus y bacterias que son patógenos de especies con importancia comercial, mientras que las ninfas y los adultos de *Prepops latipennis* se alimentan de los fluidos de la planta, especialmente las hojas, provocando la aparición de manchas blancas en la superficie. Marín *et al.* (2009), mencionan que la importancia de la

presencia de *Carneocephala* y *Draeculacephala* radica en que algunas especies pueden ser transmisoras de diversas enfermedades de tipo viral. La University of Delaware (s.f.d.), menciona que la importancia de *Oecleus* (Cixiidae) radica como un posible vector de fitopatógenos. Adultos y ninfas de *Thyanta* sp. chupan la savia de las vainas, semillas en desarrollo, tallos y hojas, causan decoloración, esterilidad y pudrición (Fennah citado por Saunders *et al.* 1998). El daño de *Acrosternum* es similar al de *Nezara viridula*, el cual según Leyva y Padilla (1998), mencionan los adultos y las ninfas chupan savia e inyectan saliva tóxica que causa necrosis local y marchitez en las cápsulas en desarrollo. Salazar (1999), informa la aparición de *Euschistus* sp. a mitad de la fase de fructificación y a *Nezara* sp. al inicio de la fructificación, por otro lado en este estudio realizado en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas, ubicada en San Luis Talpa, Departamento de La Paz, se presentó *Euschistus* sp. al final de la fase de crecimiento vegetativo y su mayor población en la fase de fructificación; además no se registró *Nezara viridula*, pero si *Acrosternum* sp. (Pentatomidae) con presencia únicamente en la fase de fructificación.

Alydidae (Hemiptera: Heteroptera) constituye una Familia cuyo gremio alimenticio corresponde a insectos Carpófagos primarios (C.P.), observados en la Estación Experimental y de Prácticas alimentándose del fruto del ajonjolí, su población se evidencia mayormente en fase de floración y fructificación (Cuadro 20). Saunders *et al.* (1998), mencionan que los adultos y ninfas de *Hyalymenus tarsatus* (Alydidae) se alimentan de vainas viejas y tallos jóvenes, causan decoloración, pudrición y esterilidad de la semillas.

La población de insectos defoliadores externos (D.E.) en la Estación Experimental y de Prácticas se mostró ascendente hasta el inicio de la floración (60 días después de la germinación), donde alcanzó su mayor población con 100 organismos, posteriormente la población disminuyó. Las Familias pertenecientes a este gremio alimenticio fueron: Tettigoniidae, Acrididae, Tridactylidae, Tetrigidae, Gryllidae, Chrysomelidae, Curculionidae, Rhynchophoridae, Elateridae, Noctuidae y Arctiidae. A partir de los 75 días después de la germinación las Familias Chrysomelidae (Coleoptera) y Arctiidae (Lepidoptera) se agruparon como insectos defoliadores externos (D.E.) y Carpófagos primarios (C.P.) (cuadro 20) ya que se observaron alimentándose directamente del fruto y de follaje. Las fases fenológicas donde se mostró mayor cantidad de insectos defoliadores está relacionado directamente con mayor área foliar de la planta incluyendo los frutos de

ésta, a medida las plantas se tornaron amarillentas éstas fueron menos apetecibles para los insectos defoliadores.

Salazar (1999), menciona que dentro de los insectos fitófagos recolectados en el cultivo de ajonjolí, sobresalen los defoliadores pertenecientes a la Familia Chrysomelidae, los cuales se alimentaron del área foliar de las plantas; lo cual contrasta con esta investigación realizada en la Estación Experimental y de Prácticas ya que Chrysomelidae fue la Familia más abundante que se observó alimentándose del follaje y del fruto. INATEC (2017), menciona que los adultos de *Diabrotica balteata* pueden atacar el ajonjolí durante todo su ciclo. El daño causa mayores problemas en los primeros 30 días de edad del cultivo y cuando las poblaciones son numerosas. Leyva y Padilla (1998) a *Trichoplusia ni* y *Estigmene acrea* como defoliadores del cultivo de ajonjolí, alimentándose de hojas y cápsulas; donde sus mayores poblaciones se observan en la etapa vegetativa, por lo que recomiendan hacer muestreos más cuidadosamente. Por otro lado, Quintero citado por Almeida (2015), también menciona que el gusano peludo *Estigmene acrea* puede provocar la defoliación del cultivo, además muerde las cápsulas sazonas, haciendo que se sequen y se abran prematuramente. Marín y López (1995), mencionan a *Trichoplusia ni* y *Diabrotica* sp. como defoliadores asociados al ajonjolí. Garza citado por SAGARPA (2016), menciona que el daño de *Schistocerca* es ocasionado por ninfas y adulto y este se caracteriza por una defoliación total cuando las infestaciones son muy severas, en el caso de esta investigación realizada en la Estación Experimental y de Prácticas, *Schistocerca* no presentó grandes poblaciones, recolectando únicamente 3 organismos en todo el ciclo del cultivo. Mientras que Maes y Robleto (1988), también mencionan el insecto defoliador *Caulopsis cuspidatus* asociado al cultivo de ajonjolí. La Universidad Central de Venezuela (2003), menciona que *Systema marginicollis* y *Systema scurra*, causan el mayor daño en plantas jóvenes, debido a las múltiples perforaciones del follaje.

Barrera *et al.* (2017), determinó que *Colaspis* presenta hábitos nocturnos, su mayor actividad de alimentación se registra en horas de la noche y en condiciones de baja intensidad solar. Corrales *et al.* (2017), menciona que los adultos de *Colaspis* se alimentan de las partes tiernas de hojas, flores, frutos e incluso las larvas pueden alimentarse de las raíces. Furth *et al.* (2015), mencionan que las larvas y los adultos de *Disonycha ovata* suelen estar en las mismas plantas hospederas, el daño de alimentación

de los adultos en las hojas aparece como muchos pequeños agujeros redondos en la superficie de la hoja.

Dentro de los insectos Minadores de hoja (M) recolectados en la Estación Experimental y de Prácticas se agrupo la Familia Cynipidae y Eurytomidae (Hymenoptera), por su similitud de daño a la planta, ya que según Fernández y Pujade (2015), los Cynipidae son insectos formadores de agallas y los Eurytomidae son fitófagos gallícolas, seminívoros; o bien ectoparasitoides o hiperparasitoides de larvas de insectos gallícolas, minadoras o barrenadoras. Liu y Ronquist (2006), mencionan que, en general los cinípidos no se consideran amenaza significativa para sus plantas hospederas. No defoliar su planta hospedera y el daño visible se restringe a las agallas.

La Familia Pyralidae (Lepidoptera) y Cerambycidae (Coleoptera) se agruparon en los insectos Barrenadores de semilla o ramas (B.S.) recolectados en la Estación Experimental y de Prácticas. Se identificó un 9.46% de individuos que fungen como defoliadores externos (D.E.) y carpófagos primarios, debido a que fueron observados alimentándose de follaje y del fruto del ajonjolí, estos individuos pertenecen a Chrysomelidae (Coleoptera) y *Estigmene acrea* (Lepidoptera: Arctiidae) (Cuadro 20).

Cuadro 20. Abundancia de insectos según gremio alimenticio, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

Gremio alimenticio	Abundancia de insectos según gremio alimenticio, encontrados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí							Total	%
	Crecimiento vegetativo			Inicio de floración	Floración	Fructificación			
	15 ddg	30 ddg	45 ddg	60 ddg	75 ddg	90 ddg			
Picadores-chupadores (P.C.)	102	110	122	118	93	153	698	66.04%	
Defoliadores externos (D.E.)	10	13	60	100	17	11	211	19.96%	
Carpófagos primarios (C.P.)/ Defoliadores externos (D.E.)	0	0	0	0	59	41	100	9.46%	
Carpófagos primarios (C.P.)	0	0	0	1	12	12	25	2.37%	
Minadores de hoja (M)	0	1	7	5	4	3	20	1.89%	
Barrenadores de semilla o ramas (B.S.)	1	0	0	2	0	0	3	0.28%	
Total	113	124	189	226	185	220	1,057	100%	

ddg: días después de germinación de la semilla de ajonjolí.

4.13. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias y Géneros de Arañas (Araneae)

Durante el ciclo del cultivo se recolectaron 163 arañas lo que equivale a 9.08% del total de la población de organismos encontrados. Se identificaron 17 géneros y 7 Familias de arañas, pertenecientes al Orden Araneae (Cuadro 21).

La Familia de arañas más abundante fue Thomisidae (Figura A-11 A,B,C,D,E) con 104 (63.80%), seguido de Oxyopidae (15.33%) y Araneidae (Figura A-16 F y G) (6.75%); además se recolectó 9.20% de arañas en estado juvenil, la cual no fue posible identificar su Familia (Cuadro 21).

La población más alta de Thomisidae se mostró durante la fase de floración y fructificación, los organismos pertenecientes a esta Familia fueron observados y colectados generalmente en las flores del cultivo.

Misumena sp. (Thomisidae) fue el género más abundante con 40.49% del total de arañas, seguido de *Misumenoides* sp. (Thomisidae) con 17.79 % y *Peucetia viridans* (Oxyopidae) (Figura A-16H) con 9.20% (Cuadro 21).

Al realizar el primer muestreo (15 días después de germinación) únicamente se recolectaron arañas en estado juvenil, posteriormente a los 30 días después de la germinación se tuvo la presencia en estado adulto de *Messua* sp., *Mimetus* sp., *Olios* sp., *Misumenops* sp. y *Misumenoides* sp. (Cuadro 21).

La población de arañas se mostró ascendente durante las fases fenológicas del cultivo, la mayor población de arañas se alcanzó en la fase de fructificación (90 días después de la germinación), especialmente los géneros *Araneus* sp., *Oxyopes* sp., *Peucetia viridans*, *Misumena* sp. Mientras que *Misumenoides* sp. alcanzó su mayor población en la fase de floración (Cuadro 21). El aumento en la población de arañas fue influenciado por el aumento de las poblaciones de insectos, los cuales son su principal fuente de alimento.

Salazar (1999), menciona que las arañas se presentaron en el cultivo de ajonjolí casi terminando la etapa de crecimiento vegetativo, todas las etapas mostraron un incremento gradual en las poblaciones de arañas en la medida que avanzó el desarrollo del cultivo,

esto se debió probablemente a que no se realizaron aplicaciones de productos químicos sintéticos (plaguicidas) que pudieran matar a las arañas en sus estados inmaduros ya que las arañas presentan más susceptibilidad a los químicos. Además, menciona que en las etapas vegetativas se observó una baja incidencia de arañas, esto debido a que la plantación estaba recién establecida y la colonización de arañas no había iniciado. En las etapas reproductivas hubo un incremento en las poblaciones de arañas debido a que existían mejores condiciones para la colonización y establecimiento de estos depredadores. Estos datos coinciden con los resultados obtenidos en la Estación Experimental y de Prácticas, ya que la población de arañas aumentó en cada fase fenológica del cultivo, registrando la mayor población en la fase de fructificación, similar a los resultados obtenidos por dicho autor. Viera y Vemanú (s.f.), en un estudio determinaron que en un cultivo convencional se encontró una menor abundancia de especies, pero un mayor número de arañas que co-dominaron el cultivo, además, menciona que los efectos del glifosato se reflejarían en la poca abundancia de arañas tejedoras y de algunas cazadoras, en comparación con el campo en abandono ya que el herbicida afecta la estructura de la vegetación, así como la dispersión de la misma. Viñuela y Jacas (1993), mencionan que el aumento del número de aplicaciones fitosanitarias con productos no selectivos, dirigidas contra diversas plagas de insectos, no solo eliminan a estos, sino a gran número de enemigos naturales, entre ellos las arañas. Lang *et al.* citados por Memah *et al.* (2018), mencionan que encontraron que las arañas en las plantas de maíz reducen la población de chicharritas (Cicadellidae), trips (Thysanoptera) y pulgones (Aphididae).

Maes y Robleto (1988), describen las Familias Salticidae y Thomisidae como asociadas al cultivo de ajonjolí en Nicaragua. Almada y Medrano (2006), mencionan que las arañas de la Familia Thomisidae obtienen sus presas a la carrera o al acecho, lo que está facilitado por su notable colorido mimético: las que viven en plantas o flores son de colores claros. En esta investigación realizada en la Estación Experimental y de Prácticas la mayoría de arañas de esta familia fueron colectadas asociadas especialmente a las flores del ajonjolí, donde las arañas tomaron un color idéntico a las flores del cultivo.

Scharff y Coddington citados por Gilede y Bello (2000), mencionan que las arañas de la Familia Araneidae son fácilmente reconocibles por las telas orbiculares que construyen para capturar sus presas, fundamentalmente insectos voladores y saltadores. Almada y

Medrano (2006), mencionan que las arañas de la Familia Thomisidae obtienen sus presas a la carrera o al acecho, lo que está facilitado por su notable colorido mimético: las que viven en plantas o flores son de colores claros. Ibarra citado por Navarro y Lacayo (2017) menciona que las arañas errantes (Salticidae) se ahorran el construir trampas y simplemente corretean o acechan a las presas. Las capturan y se las comen. Igualmente la Familia Oxyopidae según (Aguilera y Casanueva 2005), no construyen redes para capturar sus presas.

Martínez (2006), menciona que *Misumena vatia* (Thomisidae) se han especializado en la captura de insectos visitantes de las flores. En esta investigación realizada en la Estación Experimental y de Prácticas *Misumena* sp. fue la araña más abundante con 40.49% de Araneae, observándose su mayores poblaciones al inicio de la floración, durante la floración y fructificación y las cuales en su mayoría fueron colectadas directamente de las flores del ajonjolí.

Levi citado por Romo y Florez (2008), menciona que *Araneus* (Araneidae) es de hábitos nocturnos pero que hacen sus telas durante el día. Kirchmeyer *et al.* (2017), mencionan que la gran red de *Eriophora fuliginea* (Araneidae) es una trampa efectiva para los pequeños anuros (ranas), así como para los insectos voladores o saltadores grandes. Mientras que Viera y Costa (1988), menciona que los adultos de *Metepeira* (Araneidae) pueden utilizar telas de otras arañas para capturar presas. Aguilera y Casanueva (2005), menciona que *Mimetus* sp. (Mimetidae) frecuentemente se menciona que son predadoras de otras arañas, pero se les ha reportado comiendo insectos; pueden ser encontradas sobre la tela de otras arañas.

Memah *et al.* (2018), en su investigación denominada “Capacidad de caza de las arañas *Oxyopes* sp. y *Pardosa* sp. en cuatro presas de plagas de insectos en condiciones de laboratorio” observaron que la capacidad de caza de *Oxyopes* sp. en imago de *Bermisia* sp. fue el más alto, así como en ninfas de *Empoasca* sp (Cicadellidae), larvas de *Sopdoptera exigua* (Noctuidae) y ninfas de *Nisiodiocoris tenuis* (Miridae).

Las poblaciones de arañas se comportaron en relación a las poblaciones de insectos, que son su principal fuente de alimento, incluso se les observó miembros de la Familia Thomisidae y Oxyopidae atacando insectos depredadores y polinizadores, por ejemplo

miembros de la Familia Thomisidae depredando a *Trigona* sp. (Figura A-11A y B); Thomisidae depredando a *Apis mellifera* (Figura A-11C), Thomisidae depredando a *Polybia* sp. (Figura A-11D) y *Peucetia viridans* (Oxyopidae) depredando a *Apis mellifera* (Figura A-11H).

Cuadro 21. Riqueza, abundancia y dinámica poblacional de Familias y Géneros de arañas, recolectados durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

Familia	Género	Abundancia de arañas durante las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí.							
		Crecimiento vegetativo			Inicio de floración	Flor.	Fruct.	Total	%
		15 ddg	30 ddg	45 ddg	60 ddg	75 ddg	90 ddg		
Araneidae	<i>Acacesia</i> sp.	0	0	1	0	1	0	2	1.22%
	<i>Araneus</i> sp.	0	0	2	0	0	3	5	3.06%
	<i>Eriophora fuliginea</i>	0	0	0	0	0	1	1	0.61%
	<i>Eriophora</i> sp.	0	0	0	0	0	1	1	0.61%
	<i>Metepeira</i> sp.	0	0	1	0	0	0	1	0.61%
	<i>Wagneriana</i> sp.	0	0	0	0	0	1	1	0.61%
Clubionidae	No identificado	0	0	0	0	0	1	1	0.61%
Mimetidae	<i>Mimetus</i> sp.	0	1	0	0	1	0	2	1.22%
Oxyopidae	<i>Oxyopes</i> sp.	0	2	1	2	0	5	10	6.13%
	<i>Peucetia viridans</i>	0	0	3	4	1	7	15	9.20%
Salticidae	<i>Messua</i> sp.	0	1	0	0	0	0	1	0.61%
	<i>Colonus sylvanus</i>	0	2	0	0	0	0	2	1.22%
	<i>Paraphidippus aurantius</i>	0	0	0	0	0	1	1	0.61%
Sparassidae	<i>Olios</i> sp.	0	1	0	0	0	0	1	0.61%
Thomisidae	<i>Mecaphesa</i> sp.	0	0	0	0	3	0	3	1.84%
	<i>Misumenops</i> sp.	0	1	1	1	3	0	6	3.68%
	<i>Misumenoides</i> sp.	0	1	2	2	19	5	29	17.79%
	<i>Misumena</i> sp.	0	0	4	19	14	29	66	40.49%
Juvenil	Juvenil	5	3	0	2	0	5	15	9.20%
	Total	5	12	15	30	42	59	163	100.00%

Las arañas descritas en el cuadro pertenecen al Orden Araneae. Flor.: floración, Fruct.: fructificación, ddg: días después de germinación de la semilla de ajonjolí.

4.14. Análisis de índices de diversidad de insectos según fase fenológica del cultivo de ajonjolí

El cálculo de los índices de diversidad de insectos para las diferentes fases fenológicas del cultivo de ajonjolí, encontró que a los 15 días después de la germinación (crecimiento vegetativo) estuvieron representadas 17 Familias y 12 géneros, en comparación a los 90 días después de la germinación (fructificación) donde se registran 48 Familias y 49 géneros (Cuadro 22).

La dominancia (D) fue mayor a los 15 días después de la germinación (crecimiento vegetativo) $D= 0.16$, mientras que a los 90 días después de la germinación (Fructificación) la dominancia es más baja con $D= 0.04$. Los valores de dominancia obtenidos en los muestreos son bajos, sin embargo, existe una diferencia entre cada muestreo y fase fenológica. El cuadro 22, figura 25 demuestra que cuando el valor de la dominancia es más alta, menor es la uniformidad que existe en las fases fenológicas.

El índice de Simpson (1-D) registra un valor de 0.84 a los 15 días después de germinación, lo que indica que existe más dominancia de una o más Familias sobre las demás, donde se registró mayor abundancia de las Familias Cicadellidae, Cixiidae y Miridae, destacando los géneros *Carneocephala* sp., *Oecleus* sp. y *Cyrtopeltis* sp. Mientras que a los 90 días después de germinación el valor es de 0.96 (Cuadro 22, figura 26); lo que indica que la diversidad de familias y géneros es más alta en la fase de fructificación, indicando que la probabilidad de tomar dos individuos al azar, y que estos sean de diferente familia es alta, en comparación con los otros muestreos y fase fenológica.

Los valores de Dominancia (D) y Simpson (1-D) son inversamente proporcionales, ya que según Espinosa (2019), dado que se quiere un índice que aumenta con la diversidad en vez de disminuir, sería mejor si podemos interpretar el índice en una forma directa. Entonces es común usar el inverso del índice de Simpson $D=1-D$. Debido a esto, en ambientes donde la dominancia es muy alta, el índice de dominancia de Simpson considera que la diversidad es muy baja. Magurran citado por Moreno (2001), menciona que el índice de Simpson manifiesta la probabilidad de que dos individuos tomados al azar de una muestra sean de la misma especie. Está fuertemente influido por la importancia de las especies más dominantes.

El índice de Shannon (H') indica que a los 45 - 90 días después de germinación, la comunidad de familias y géneros es más equitativa, es decir hay más uniformidad, mostrándose el valor más alto $H' = 3.39$ en la fase de fructificación (Cuadro 22, figura 27). Gilbert y Mejía (2002), menciona que éste índice integra toda la información de frecuencias relativas de las especies en un solo número, llamado H' el cual usualmente cae entre 1.5 y 3.5 y casi nunca sobrepasa 4.5.

El índice de Margalef indica que a partir de los 45 hasta los 90 días después de germinación los valores están arriba de 5.00, por lo tanto existe una riqueza de familias y géneros alta. El valor más alto, $Dmg = 7.95$ se obtuvo a los 90 días después de germinación (fructificación) (Cuadro 22, figura 28). Margaleff citado por Campo y Duval (2014), mencionan que los valores inferiores a 2.00 son zonas de baja diversidad y los valores superiores a 5.00 son indicativos de alta biodiversidad.

Cuadro 22. Calculo de indices de diversidad de insectos según fase fenológica del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

	Crecimiento vegetativo			Inicio de floración	Floración	Fructificación
	15 ddg	30 ddg	45 ddg	60 ddg	75 ddg	90 ddg
Taxa (S): Familias	17	23	41	45	44	48
Tasa (S): Géneros	12	16	29	37	45	49
Dominancia (D)	0.16	0.14	0.07	0.08	0.07	0.04
Simpson (1-D)	0.84	0.86	0.92	0.92	0.93	0.96
Shannon (H)	2.18	2.37	3.06	3.04	3.08	3.39
Margalef (Dmg)	3.27	4.35	7.25	7.66	7.15	7.95

Taxa (S) = número de Familias y Géneros según fase fenológica del cultivo de ajonjolí.

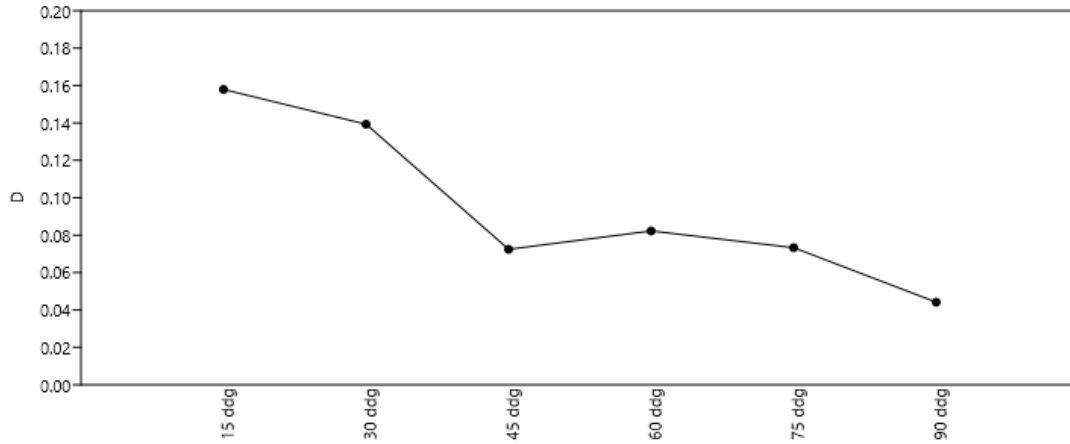


Figura 25. Comportamiento de los valores de dominancia (D) para insectos, según muestreo y fase fenológica del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

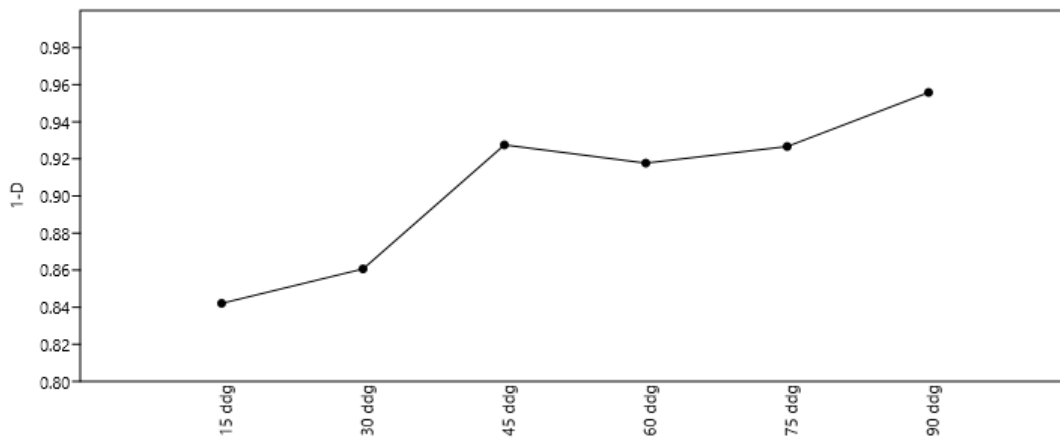


Figura 26. Comportamiento de los valores del índice de dominancia de Simpson (1-D) para insectos, según muestreo y fase fenológica del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

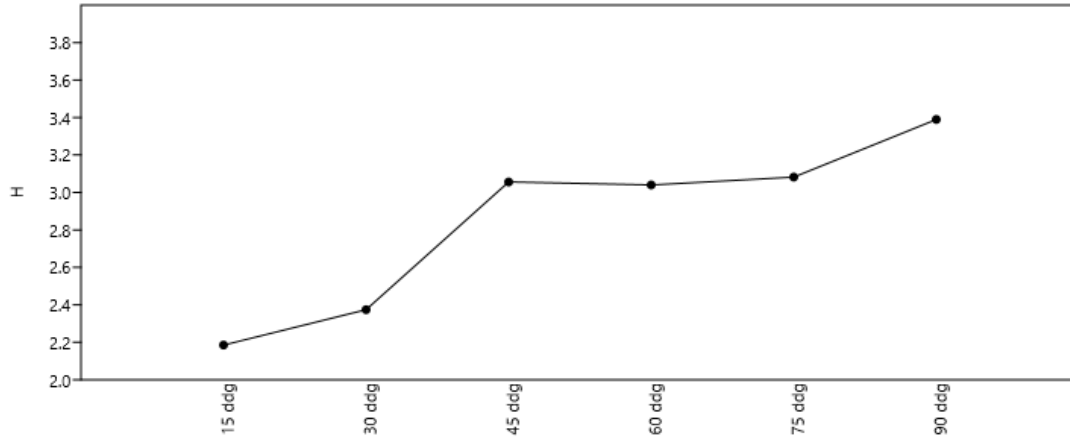


Figura 27. Comportamiento de los valores del índice Shannon (H') para insectos, según muestreo y fase fenológica del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

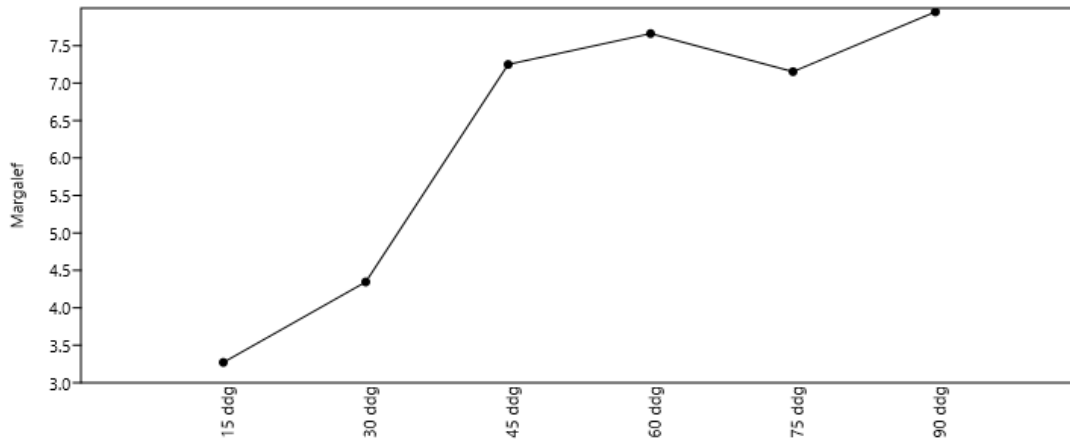


Figura 28. Comportamiento de los valores del índice de Margalef (Dmg) para insectos, según muestreo y fase fenológica del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

4.15. Análisis de índices de diversidad de arañas según fase fenológica del cultivo de ajonjolí

El valor más bajo del índice de dominancia de Simpson (1-D) se mostró a los 60 días después de germinación (Inicio de floración), $1-D = 0.56$, lo que indica que existe dominancia de una Familia y género sobre los demás, donde se registró mayor abundancia de la Familia Thomisidae, género *Misumena* sp. Los valores más altos se mostraron a los 30 y 45 días después de germinación (crecimiento vegetativo), con cifras de 0.85 y 0.84, respectivamente, lo que indica que en estos muestreos la dominancia de una Familia o género sobre los demás es más baja (Cuadro 23, figura 29, 30).

El índice de Shannon (H') muestra valores similares a los 30 y 45 ddg, $H'=1.98$ y 1.93 , respectivamente, mostrando el valor más alto a los 30 días después de la germinación (crecimiento vegetativo), siendo este muestreo el que registra más uniformidad en la comunidad de arañas, comparando con los otros (Cuadro 23, figura 31).

El valor más alto del índice de Margalef (D_{mg}), se obtuvo a los 30 días después de la germinación, $D_{mg} = 2.81$ (Cuadro 23, figura 32).

Cuadro 23. Calculo de indices de diversidad de arañas según fase fenológica del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

	Crecimiento vegetativo			Inicio de	Floración	Fructificación	
	15 ddg	30 ddg	45 ddg	floración	75 ddg	90 ddg	
Taxa (S)	1	8	8	60 ddg	6	7	11
Dominancia (D)	1	0.15	0.16	60 ddg	0.43	0.33	0.28
Simpson (1-D)	0	0.85	0.84	60 ddg	0.57	0.67	0.72
Shannon (H)	0	1.98	1.93	60 ddg	1.21	1.37	1.73
Margalef (D_{mg})	0	2.81	2.59	60 ddg	1.47	1.61	2.45

Taxa (S) = número de Familias de arañas según fase fenológica del cultivo de ajonjolí.

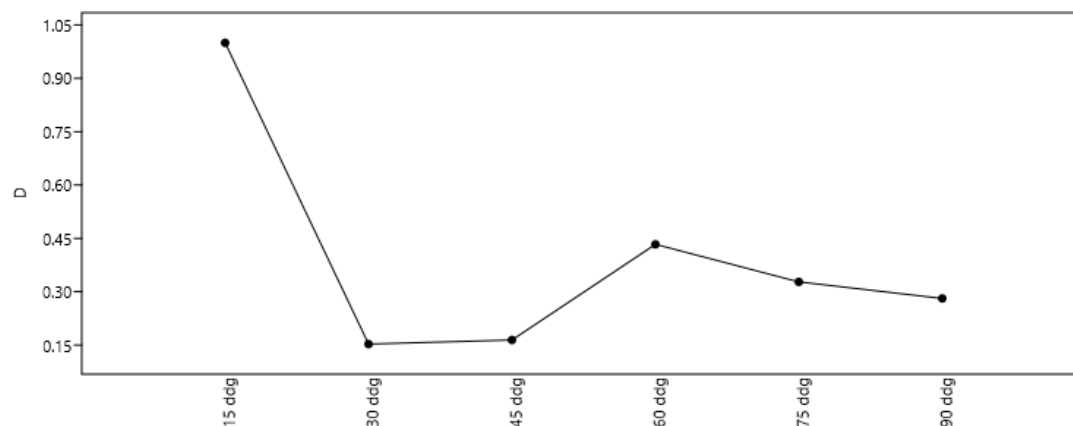


Figura 29. Comportamiento de los valores de Dominancia (D) para arañas, según muestreo y fase fenológica del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

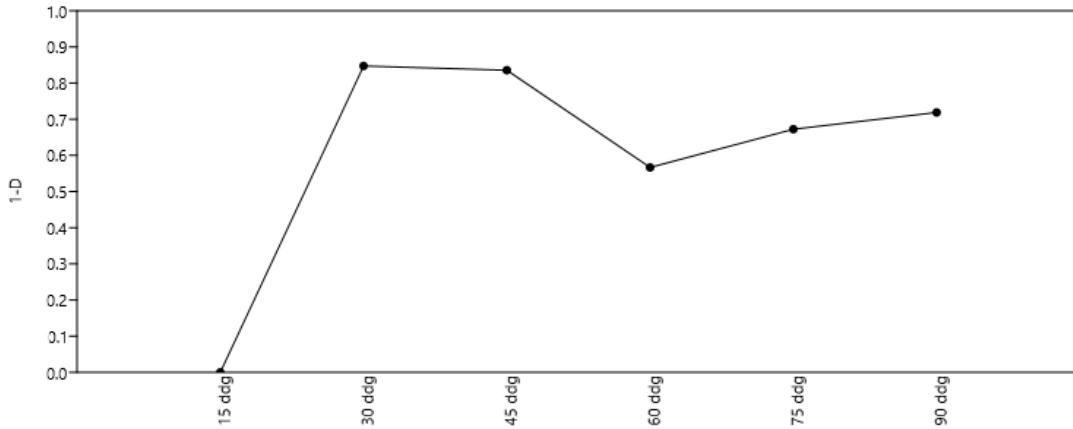


Figura 30. Comportamiento de los valores del índice de dominancia de Simpson (1-D) para arañas, según muestreo y fase fenológica del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

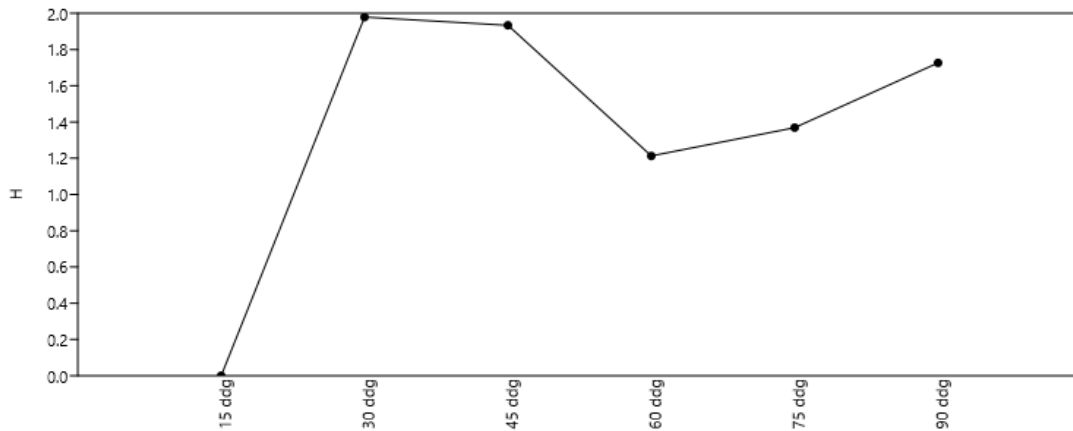


Figura 31. Comportamiento de los valores del índice de Shannon (H') para arañas, según muestreo y fase fenológica del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

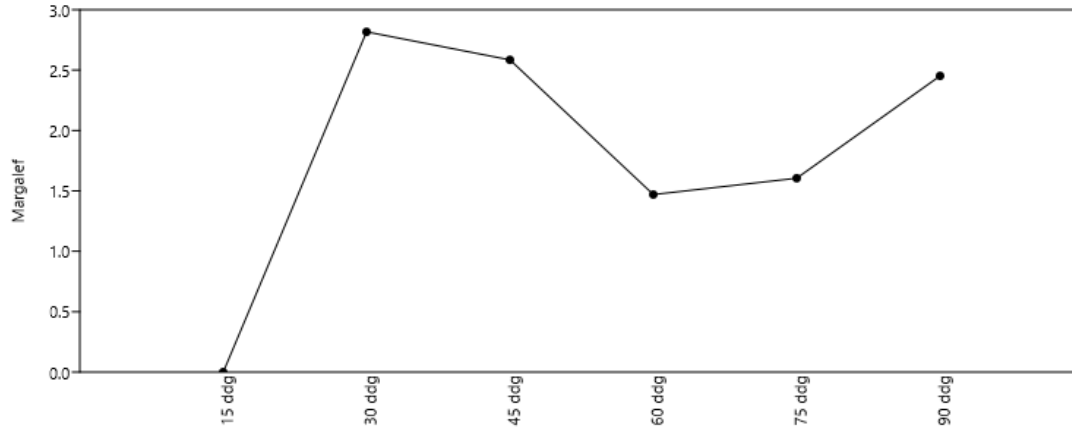


Figura 32. Comportamiento de los valores del índice de Margalef (Dmg) para arañas, según muestreo y fase fenológica del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

4.16. Análisis de índices de diversidad para roles ecológicos según fase fenológica del cultivo de ajonjolí

El valor más bajo del índice de dominancia de Simpson (1-D) se obtuvo a los 15 días después de la germinación, $1-D = 0.31$. El valor más alto se obtuvo a los 75 días después de la germinación, $1-D = 0.70$ (Cuadro 24) esto indica que a los 75 días existe menos dominancia de la población de organismos pertenecientes a un rol ecológico sobre los demás; además, indica que si tomamos dos individuos al azar, la probabilidad de que estos sean de roles ecológicos diferentes es más alta.

El valor más alto del índice de Shannon (H') se observó en a los 75 días después de la germinación $H' = 1.38$, lo que indica que existe más equitatividad en las poblaciones de organismos según su rol ecológico.

El valor más alto del índice de Margalef (Dmg) se obtuvo a los 30 días después de la germinación $Dmg = 0.78$, sin embargo todos los valores se sitúan debajo de 2.00, y según Mora *et al.* (2017) los valores del índice de Margalef con valores menores a 2.00 denotan una baja riqueza de especies. Esto posiblemente se deba a que solo se evalúan en promedio 5 roles ecológicos (Cuadro 24).

Cuadro 24. Calculo de índices de diversidad para roles ecológicos, según fase fenológica del cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz.

	Crecimiento vegetativo			Inicio de floración	Floración	Fructificación
	15 ddg	30 ddg	45 ddg	60 ddg	75 ddg	90 ddg
Taxa (S)	4	5	5	5	5	5
Dominancia (D)	0.69	0.56	0.55	0.46	0.30	0.33
Simpson (1-D)	0.31	0.44	0.45	0.53	0.70	0.67
Shannon (H)	0.63	0.89	0.96	1.10	1.38	1.36
Margalef (Dmg)	0.61	0.78	0.72	0.69	0.66	0.66

Taxa (S) = número de roles ecológicos registrados según fase fenológica del cultivo de ajonjolí.

4.17. Análisis de Regresión Lineal

Se analizó la variable independiente: el conjunto de plantas de ajonjolí con sus diferentes fases fenológicas; con la variable dependiente: la comunidad de insectos y arañas, para conocer la relación entre ambas variables.

El coeficiente de correlación de Pearson, muestra un valor de $R = 0.98$ lo que indica que existe un alto grado de correlación entre la variable independiente con la variable dependiente. El valor de $R^2 = 0.97$ indica que el 97% (Cuadro A-2) de la varianza de la riqueza y abundancia de insectos y arañas esta explicada por los días después de germinación, e indica la proporción de datos en los cuales es posible predecir el número de insectos en función a los días después de germinación en los que se realiza el muestreo.

El cuadro de análisis de la varianza (ANOVA), indica que si existe relación significativa entre las variables. El estadístico F permite contrastar la hipótesis nula al proponer que el valor poblacional de R es cero, lo cual, en el modelo de regresión simple, equivale a contrastar la hipótesis de que la pendiente de la recta de regresión vale cero. El nivel crítico de significancia (Sig.) indica que, si suponemos que el valor poblacional de R es cero, es improbable (probabilidad =0.00) que R, en esta muestra, tome un valor de 0.98. En consecuencia ya que en este caso R es mayor que cero, ambas variables resultan linealmente relacionadas, es decir, como $p = 0.00 < 0.05$ significa que las variables están linealmente relacionadas (Cuadro A-3).

El valor de significancia utilizado para calcular el cuadro A-3, fue < 0.05 , lo cual indica que es posible construir un modelo de regresión lineal, en el cual se utiliza la ecuación

$y=a+bx$. La constante es 86.80 y el coeficiente para los días después de la germinación es 4.70 (Cuadro A-4, figura 33); donde la predicción del número de insectos y arañas que se pueden encontrar a diferentes días después de la germinación está en función de esa fórmula, además estos valores indican el cambio medio que corresponde a la variable dependiente (abundancia de insectos y arañas) por cada unidad de cambio de la variable independiente (días después de germinación).

La constante y el coeficiente son significativos <0.05 , lo cual indica que la variable independiente esta significativamente relacionada con la variable dependiente (Cuadro A-4).

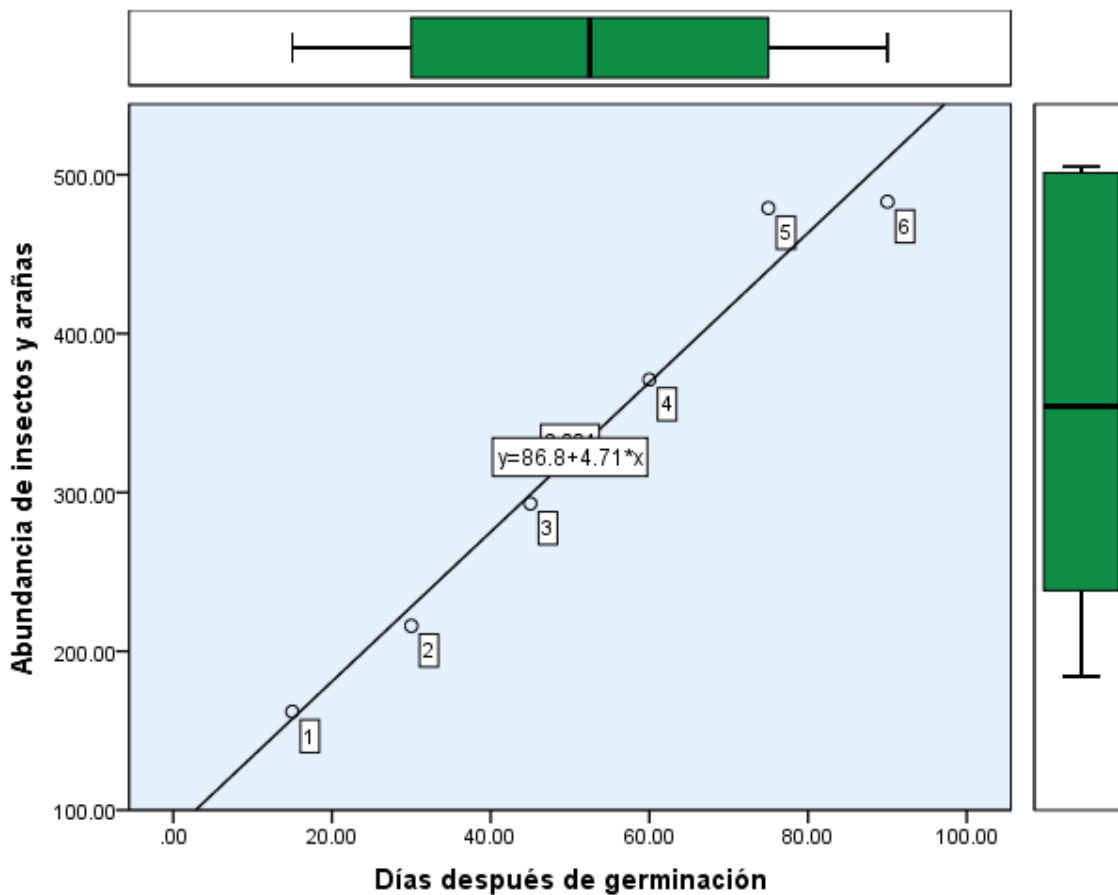


Figura 33. Diagrama de dispersión y recta de regresión.

4.18. Análisis de curva de acumulación de especies

La curva de acumulación de especies (Figura 34) por cada sitio de muestreo, evalúa la efectividad del esfuerzo de muestreo realizado. En este estudio el valor de Chao1 fue de 68.46% y el de ACE 72.81% de efectividad. Estos resultados indican la necesidad de

realizar un esfuerzo mayor en los muestreos para estimar en forma más completa la riqueza de insectos en el área de estudio.

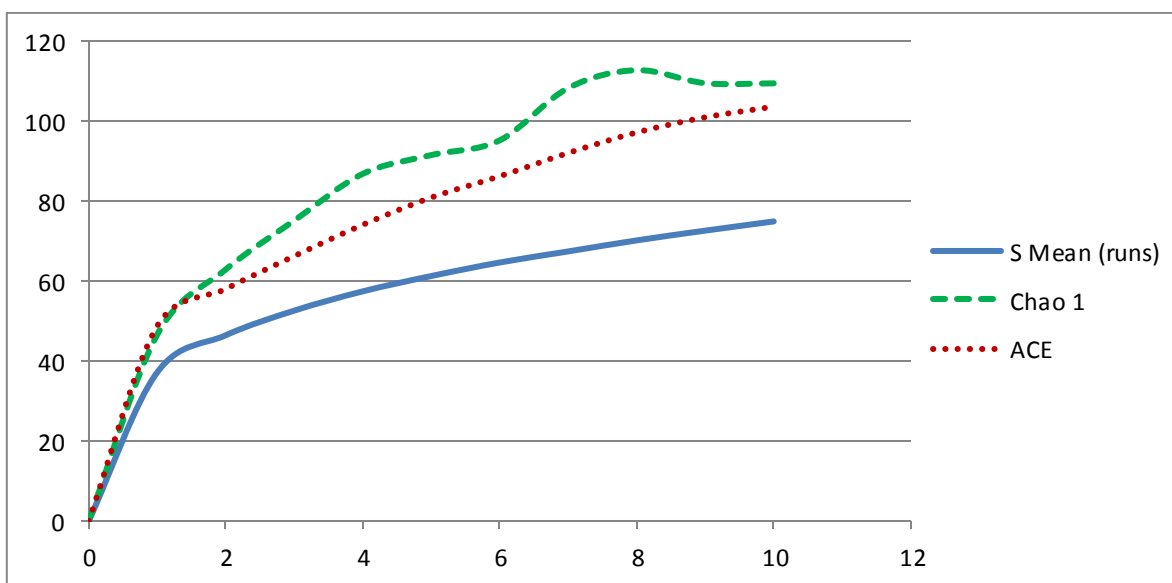


Figura 34. Curva de acumulación de especies en el cultivo de ajonjolí, en el periodo de abril a julio de 2019, Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz. Elaboración propia usando los programas estadísticos EstimateS y Microsoft Excel.

4.19. Elaboración de Guía Ilustrada de insectos y arañas asociados al cultivo de ajonjolí (*Sesamum indicum* L)

Con los resultados obtenidos se elaboró una guía ilustrada de insectos y arañas asociadas al cultivo de ajonjolí (*Sesamum indicum* L), la cual contiene fotografías y descripción de cada grupo taxonómico; que servirá para fines didácticos y para uso de interesados en el estudio de los insectos.

4.20. Medición del rendimiento del área cultivada

Posterior a la cosecha, se pesó la cantidad de semilla obtenida en los 300 m². Relacionando el área del estudio con la de una Hectárea, obtenemos que la producción sería de 898.5 kg/ha (6.29 qq/mz), tomando en cuenta que en el estudio no se aplicaron fertilizantes químicos u orgánicos. Según el MAG (2018), la producción promedio por hectárea en la temporada 2017-018 fue de 1,357 kg/ha (9.5 qq/mz) (Cuadro A-5, figura A-12).

5. CONCLUSIONES

La mayor riqueza de insectos, equidad y menor dominancia se obtuvo en la fase de fructificación, mientras que en la fase de crecimiento vegetativo (15 días después de germinación) se obtuvo menor diversidad y equidad en las poblaciones.

Durante el inicio de la floración se detectó mayor dominancia de la Familia Thomisidae, género *Misumena* sp. sobre los demás, mientras a los 30 días después de la germinación se detectó mayor equidad en las poblaciones de arañas.

La mayor equidad en las poblaciones de insectos según rol ecológico se obtuvo durante la floración, mientras que la dominancia fue mayor durante el crecimiento vegetativo (15 días después de germinación), donde la población de insectos fitófagos fue mayor con respecto a la de insectos benéficos.

Existe una relación altamente significativa entre las variables en estudio ($p < 0.05$) por lo que las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí influyen directamente sobre las poblaciones de insectos y arañas, relacionándose proporcionalmente con el incremento del área foliar.

El incremento en las poblaciones de insectos depredadores, parasitoides y arañas se debe directamente al incremento de las poblaciones de insectos fitófagos, influenciado a su vez por las fases fenológicas del cultivo de ajonjolí.

Los insectos polinizadores son el segundo grupo más abundante asociados al cultivo de ajonjolí, representados principalmente por las Familias Apidae, Halictidae, Syrphidae y Anthophoridae, destacando los géneros *Apis mellifera*, *Trigona* sp., *Plebeia* sp., *Lasioglossum* sp., *Augochlora* sp., *Trigonisca* sp., *Anthophora* sp. y *Xylocopa* sp.

Los insectos depredadores son el tercer grupo más abundante asociados al cultivo de ajonjolí, representados principalmente por las Familias Reduviidae, Geocoridae, Pentatomidae, Vespidae, Formicidae, Dolichopodidae y Staphylinidae, destacando los géneros *Sinea* sp., *Zelus* sp., *Apiomerus* sp., *Geocoris* sp., *Podisus* sp. y *Polybia* sp.

Las arañas en el cultivo de ajonjolí están representadas principalmente por las Familias Thomisidae, Oxyopidae, Araneidae y Salticidae, destacando los géneros *Misumena* sp., *Misumenoides* sp., *Peucetia viridans*, *Oxyopes* sp., *Misumenops* sp. y *Araneus* sp.

Los insectos picadores-chupadores de savia fueron el grupo más dominante en el cultivo de ajonjolí, destacando las Familias Miridae, Pentatomidae, Cicadellidae y Cixiidae; mientras que los insectos defoliadores fueron el segundo grupo más dominante, destacando las Familias Chrysomelidae, Acrididae, Curculionidae, Tettigoniidae y Arctiidae.

Los miembros de la Familia Alydidae, Arctiidae y Chrysomelidae fueron los principales organismos que se desempeñan como carpófagos primarios en el cultivo de ajonjolí.

Los organismos que se mantuvieron durante todo el ciclo del cultivo fueron *Cyrtopeltis*, *Oecleus*, *Sibovia*, *Texananus* y *Polybia*.

6. RECOMENDACIONES

Reconocer la riqueza, abundancia y función que cumple cada organismo según el rol ecológico que desempeña en el cultivo de ajonjolí, para encaminar acciones oportunas de prevención y manejo, tomando en cuenta que la población de organismos benéficos aumenta en relación al aumento de las poblaciones de insectos fitófagos.

Realizar muestreo de insectos antes de la siembra y durante el ciclo del cultivo, poniendo énfasis en las épocas donde se elevan las poblaciones de insectos fitófagos, lo cual permitirá realizar acciones oportunas de prevención.

Monitorear constantemente las poblaciones de insectos que atacan la capsula del ajonjolí para encaminar acciones oportunas de prevención y control.

7. BIBLIOGRAFÍA

- Aguilera M.A.; Casanueva M.E. (2005). Arañas Chilenas: estado actual del conocimiento y clave para las familias de Araneomorphae (En línea). Gayana, Vol. 69. Pág. 201-224. CL. Consultado 04 de mayo de 2020. Disponible en: <https://scielo.conicyt.cl/pdf/gayana/v69n2/art01.pdf>
- Almada M.S.; Medrano C. (2006). Guía Didáctica de Arañas (En línea). AR. Consultado 22 de octubre de 2019. Disponible en: https://www.sertox.com.ar/img/item_full/guia_de_aranas.pdf
- Almeida Rivero A. (2015). Influencia de la distancia de siembra sobre las plagas y el rendimiento agrícola en ajonjolí (*Sesamum indicum* L.) (En línea). CU. Consultado: 16 de septiembre de 2018. Disponible en: http://dspace.uclv.edu.cu/bitstream/handle/123456789/2033/tesis_Anialis_Almeida_Rivero_2014-2015.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Álvarez D.M.; Arroyo W.Y.; Pérez A.M.; Beltrán J.D. (2012). Oviposición y aspectos biológicos del huevo de *Oncometopia clarior* (Hemiptera: Cicadellidae) en *Dioscorea rotundata*. CO. Consultado 12 de octubre de 2019. Disponible en: <https://revistas.unicordoba.edu.co/index.php/temasagrarios/article/view/704/820>
- Andrews K.L.; Caballero R. (1995). Guía para el estudio de órdenes y familias de insectos de Centroamérica. Tegucigalpa, Honduras. 190 págs.
- Arcaya E.; Mengual X.; Pérez Bañón C.; Rojo S. (2013). Registros y distribución de sírfidos depredadores (Díptera: Syrphidae: Syrphinae) en el Estado Lara, Venezuela (En línea). Consultado 14 de febrero de 2020. Disponible en: <http://ve.scielo.org/pdf/ba/v25n2/art08.pdf>
- Arellano G.; Vergara C. (2016). Especies de Miridae (Hemiptera) registradas en algunos cultivos tropicales en Chanchamayo y Satipo. Junín – Perú (En línea). PE. Consultado 10 de febrero de 2020. Disponible en: <https://www.redalyc.org/pdf/341/34149036005.pdf>
- Arguedas M. (2006). Clasificación de tipos de daños producidos por insectos forestales. Primera parte. Revista Forestal vol. 3. CR. 6 págs.
- Arguedas M. (2006). Clasificación de tipos de daños producidos por insectos forestales. Segunda parte. Revista Forestal vol. 3. CR. 8 págs.
- Asociación Española de Entomología (AeE); Jardín Botánico Atlántico; Centro Iberoamericano de la Biodiversidad (2002). Polinizadores y Biodiversidad (En línea).

- ES. Consultado 12 de enero de 2020. Disponible en: http://apolo.entomologica.es/cont/materiales/informe_tecnico.pdf
- Bar M.A. (2010). Biología de los Artrópodos, Orden Orthoptera (En línea). AR. Consultado 10 de febrero de 2020. Disponible en: <http://exa.unne.edu.ar/biologia/artropodos/Orden%20Orthoptera.pdf>
- Barrera Violeth J.L.; Fernández Herrera C; Pérez García K. D. (2017). Extractos vegetales: alternativa de control de *Colaspis* sp. (Coleoptera: Chrysomelidae) en plátano cv. Harton (En línea). AR. Consultado 10 de enero de 2019. Disponible en: dialnet.unirioja.es
- Bastilla Palomino, L.C.; Lascarro Laguna G. (2003). Identificación de los usos y aplicaciones del ajonjolí como producto de potencial exportador (En línea). CO. Consultado: 16 de septiembre de 2018. Disponible en: <http://biblioteca.unitecnologica.edu.co/notas/tesis/0024597.pdf>
- Bickel D.J. (2009). Dolichopodidae (LONG-LEGGED FLIES). Manual of Central American Diptera, Vol. 1. Ottawa, Canadá. Pág. 671-694.
- Bonet Ferrer M.A. (2016). Biodiversidad de abejas (Hymenoptera: Apoidea) de la flora acompañante en un cafetal con manejo rústico y ecológico de la región subcaribeña (México, Mesoamérica) (En línea). Universidad Complutense de Madrid. ES. Consultado 26 de julio de 2019. Disponible en: <https://eprints.ucm.es/36379/1/T36954.pdf>
- Bonilla Gómez M.A.; Nates Parra G. (1992). Abejas Euglosinas de Colombia (Hymenoptera: Apidae) I. Claves ilustradas (En línea). Universidad Nacional de Colombia. Bogotá. CO. Consultado 26 de julio de 2019. Disponible en: <http://www.bdigital.unal.edu.co/35439/1/35750-141643-1-PB.pdf>
- Borror D.J.; DeLong D.M. (1963). An introduction to the study of insects. Third edition. Edición. Columbus, Ohio, Estados Unidos.
- Brailovsky H. Zurbia Flores L. (1979). Contribución al estudio de los Hemíptera – Heteróptera de México: XVII. Revisión de la familia Alydidae. Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM). México. 43 págs.
- Briseño K. (2019). Índice de Simpson: Fórmula, Interpretación y Ejemplo (En línea). Disponible en: <https://www.lifeder.com/indice-simpson/>
- Burgos Solorio A.; Anaya Rosales S. (2004). Los crisomelinos (Coleoptera: Chrysomelidae: Chrysomelinae) del Estado de Morelos (En línea). México. Consultado 25 de agosto de 2019. Disponible en: <https://www.redalyc.org/pdf/575/57520304.pdf>

- Bush S.; Giem P.; Vetter R.S. (2000). Green lynx spider (*Peuceetia viridans*) envenomation (En línea). The American Journal of Emergency Medicine, Vol. 18. Pág. 64-66. Consultado: 05 de abril de 2020. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0735675700900524>
- Campo A.M.; Duval V.S. (2017). Diversidad y valor de importancia para la conservación de la vegetación natural. Parque Nacional Lihué Calel (Argentina). AR. Consultado: 15 de marzo de 2019. Disponible en: <https://revistas.ucm.es/index.php/AGUC/article/viewFile/47071/44140>
- Campodonico J. F. (2017). Primer registro de *Aulocorypha punctulata* Berg, 1879 (Hemiptera: Cixiidae) en Chile. CL. Consultado: 12 de agosto de 2019. Disponible en: www.aegaweb.com/archivos_entomoloxicos
- Carles Tolrá M. (2006). *Syllegomydas algericus* (Gerstaecker): género y especie nuevos para Europa (Diptera: Mydidae) (En línea). ES. Consultad 14 de febrero de 2020. Disponible en: http://sea-entomologia.org/Publicaciones/PDF/BOLN38/076_BolnSEA38NBMydidae.pdf
- Casari S.A.; Ide S. (2012). Coleoptera Linnaeus, 1758. Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia. Ribeirao Preto, Sao Paulo, Brasil. Pág. 454-535.
- Castejón Y.M. (2012). Araneofauna de los alrededores de dos lagunas interiores en Cayo Sabinal, Camagüey, Cuba. Revista Novitates Caribaea. Vol. 5. Pág. 42-47.
- Castillo P.; Jiménez C.M. (1998). Manual de manejo integrado de plagas de ajonjolí (En línea). ZAMORANO, INTA, MAG, MIP- CATIE, UNAN- León (Nicaragua), Proyecto PIKIN. Pág 51. NI. Consultado: 16 de septiembre de 2018. Disponible en: <https://bdigital.zamorano.edu/bitstream/11036/4095/1/01.pdf>
- Cavichioli R.R.; Takiya D.M. (2012). Subordem Auchenorrhyncha Duméril, 1806. Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia. Ribeirao Preto, Sao Paulo, Brasil. Pág. 359-368.
- Centeno Álvarez M.I.; Poveda Lacayo R.A. (2010). Evaluación del manejo orgánico del cultivo de ajonjolí (*Sesamum indicum*) con tres tipos de fertilizantes orgánicos bokashi, lombriabono y compost en el campus agropecuario de la UNAN-León en el periodo de septiembre a diciembre del 2009 (En línea). NI. Consultado 13 de noviembre de 2019. Disponible en: <http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/123456789/884/1/217842.pdf>
- Cervantes Solórzano M.A. (2012). Evaluación de los niveles de proteína y aceite en la semilla de Ajonjolí (*Sesamum indicum*) nacional de los cultivares criollos (r-198, estándar y trébol), en su estado natural vrs ajonjolí descortezado (En línea). GT.

- Consultado: 16 de septiembre de 2018. Disponible en:
http://biblioteca.usac.edu.gt/tesis/22/22_0176.pdf
- Cervantes Mayagotita J.F.; Huacuja Zamudio A.H. (2017). Ácaros e insectos carpófagos de importancia agrícola y forestal en México. Una revisión general (En línea). *Revista de agroecología*. Pág. 61-65. MX. Consultado: 22 de febrero de 2020. Disponible en:
http://www.socmexent.org/entomologia/revista/2017/AGRO/EM0782017_61-65.pdf
- Cervantes Mayagotita J.F.; Huacuja Zamudio A.H. (2017). Guía de los ácaros e insectos herbívoros en México. Vol. 3. 721 págs. MX. Consultado: 22 de febrero de 2020. Disponible en:
<http://www.casadelibrosabiertos.uam.mx/contenido/contenido/Libroelectronico/Acaros.pdf>
- Chiappa T.E.; Rojas G.L.; Toro G. (1990). Clave para los géneros de abejas de Chile (Hymenóptera: Apoidea) (En línea). CL. Consultado 26 de julio de 2019. Disponible en: http://www.insectachile.cl/rchen/pdfs/1990v18/Chiappa_et_al_1990.pdf
- Chinery M. (2002). Guía de los insectos de Europa. 3ra Edición. Ediciones OMEGA. Barcelona, España. 162 págs.
- CORPOICA (Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria) (1998). Actualización tecnológica en ajonjolí, cacho, hortalizas y frutales para la Orinoquia Colombiana. (En línea). CO. Consultado 13 de noviembre de 2019. Disponible en: https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/18508/43354_51775.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Coronado Blanco J.M.; Zaldívar Riveron A. (2014). Biodiversidad de Braconidae (Hymenoptera: Ichneumonoidea) en México (En línea). MX. Consultado 14 de septiembre de 2019. Disponible en: http://www.ib.unam.mx/m/revista/pdfs/44.-_1178.pdf
- Corporación PBA (Corporación para el Desarrollo Participativo y Sostenible de los Pequeños Productores Rurales) (2013). Guía para el manejo integrado del cultivo de ajonjolí (En línea). CO. Consultado: 16 de septiembre de 2018. Disponible en: [http://www.corporacionpba.org/portal/sites/default/files/Cartila%20Ajonjoli%20-%20diagramada%20\(2\)-min.pdf](http://www.corporacionpba.org/portal/sites/default/files/Cartila%20Ajonjoli%20-%20diagramada%20(2)-min.pdf)
- Corrales Castillo J.; Villalobos Moya K. Vargas Martínez A.; Rodríguez Arrieta J.A.; González Herrera A. (2017). Principales plagas de artrópodos en el cultivo de Frijol en Costa Rica. Guía ilustrada de artrópodos adultos en campo y grano almacenado (En

- línea). Heredia. CR. Consultado 02 de marzo de 2020. Disponible en: <http://www.mag.go.cr/bibliotecavirtual/H10-10933.pdf>
- Costas M.; Vásquez M.A.; López T.; Fuentes F.J. (2005). Los berítidos (Heteroptera: Berytidae) del macizo central de la Sierra de Gredos (Ávila) (En línea). ES. Consultado: 15 de diciembre de 2019. Disponible en: https://www.heteropterus.org/images/HRE/articulos/Heteropterus_Rev_Entomol_5_53-63.pdf
- Costas M.; Vásquez M.; Ribes J.; López T.; Bonet M. (2009). Los berítidos de la Península ibérica (Hemiptera, Heteroptera), Berytidae Fieber, 1851. (En línea) ES. Consultado: 15 de diciembre de 2019. Disponible en: <http://bba.bioucm.es/cont/docs/615.pdf>
- Cruz Chávez O.B. (1984). Introducción al estudio de los insectos de la familia Cicadellidae (Orden: Homoptera) en El Salvador con énfasis en la taxonomía de sus géneros (En línea). Universidad de El Salvador. SV. Consultado 26 de julio de 2019. Disponible en: <http://ri.ues.edu.sv/19958/1/13100451.pdf>
- Darling D.C. (2006). Familia Perilampidae. Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia. Pág. 705-708.
- De Carvalho C.J.; Rafael J.A.; Couri M. S.; Silva V.C. (2012). Diptera. Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia. Ribeirao Preto, Sao Paulo, Brasil. Pag. 701-743.
- De la Cruz Lozano J. (2005). Entomología: Morfología y Fisiología de los Insectos. Universidad Nacional de Colombia. 220. Págs.
- Dellapé P. M. (2015). Lagaeoidea (En línea). Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, Vol. 3. Pág. 421 - 438. AR. Consultado: 16 de diciembre de 2019. Disponible en: http://naturalis.fcnym.unlp.edu.ar/repositorio/_documentos/sipcyt/bfa004221.pdf
- Delvare G.; Aberlenc H.P., Michel B.; Figueroa A. (2002). Los insectos de África y de América tropical. Claves para la identificación de las principales Familias. Francia. 257 págs.
- Delvare G.; Arias Penna D.C. (2006) Familia Chalcididae. Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia. Pág. 647-660.
- Duarte M.; Marconato G.; Specht A.; Casagrande M.M. (2012). Lepidoptera Linnaeus, 1758. Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia. Ribeirao Preto, Sao Paulo, Brasil. Pág. 626-682.

- EAP (Escuela Agrícola Panamericana "ZAMORANO" (2001). Manual de manejo, el cultivo de ajonjolí (En línea). HN. Consultado 13 de noviembre de 2019. Disponible en: https://bdigital.zamorano.edu/bitstream/11036/2550/1/210904_0325%20ajonjoli.pdf
- Espinosa C.I. (2019). Medidas de Alpha Diversidad: Medidas de Diversidad (En línea). Universidad Técnica Particular de Loja. EC. Consultado 20 de mayo de 2020. Disponible en: <https://ciespinosa.github.io/AlphaDiversidad/medidas-de-diversidad.html>
- FAO (s.f). Programa de Desarrollo de la Agroindustria Rural de América Latina y el Caribe (En línea). Consultado: 16 de septiembre de 2018. Disponible en: <http://www.fao.org/3/a-ae620s.pdf>
- Fernández Gayubo S.; Pujade Villar J. (2015). Orden Hymenoptera (En línea). Sociedad Entomológica Aragonesa. ES. Consultado: 11 de septiembre de 2019. Disponible en: http://sea-entomologia.org/IDE@/revista_59.pdf
- Fernández, F.; Sharkey M.J. (eds.). (2006). Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia. 920 págs.
- Fernández, F. (2006) Familia Pompilidae. Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia. Pág. 563-575.
- Fisher E.M. (2009). Asilidae (Robber flies, Assassin flies, Moscas cazadoras, Moscas ladronas). Manual of Central American Diptera, Vol. 1. Ottawa, Canadá. Pág. 585-632.
- Fitzgerald S.J. (2009). BIBIONIDAE (MARCH FLIES, LOVE-BUGS). Manual of Central American Diptera, Vol. 1. Ottawa, Canadá. Pág. 245-251.
- Fontana P.; Buzzetti F.M; Mariño Pérez R.; Castellanos Vargas I.; Monge Rodriguez S.; Cano Santana Z. (2017). Ortópteros de Oaxaca (En línea). MX. Consultado 23 de julio 2019. Disponible en: <https://biodiversityassociation.org/wp-content/uploads/2017/09/oaxaca.pdf>
- Freytag P.H.; Sharkey M.J. (2002). A preliminary list of the leafhoppers (Homoptera: Cicadellidae) of Colombia. Revista Biota Colombiana 3. Vol. 2. Pág. 235-283.
- FUNICA (Fundación para el Desarrollo Tecnológico Agropecuario y Forestal de Nicaragua) (2007). Análisis de la cadena subsectorial del ajonjolí (En línea). NI. Consultado: 16 de septiembre de 2018. Disponible en: <http://www.funica.org.ni/docs/Analisis-ajonjoli.pdf>

- Furth D.G.; Savini V.; Chaboo C. (2015). Beetles (Coleoptera) of Peru: A Survey of the Families. Chrysomelidae: Alticinae (Flea Beetles) (En línea). Journal of the Kansas Entomological Society. Estados Unidos. Pág. 368-374.
- Gates M. (2006) Familia Eurytomidae. Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia. Pág. 667-671.
- Gilbert G.S.; Mejía M. (2002). Manual para las investigaciones de biología de campo. Panamá. 130 págs.
- Gilede Moncayo O.; Bello Silva J.C. (2000). La familia Araneidae (Araneoidea: Orbicularie) en el departamento del Meta, Colombia (En línea). Biota Colombiana Vol.1. Pág. 125-130. CO. Consultado: 26 de abril de 2020. Disponible en: <http://repository.humboldt.org.co/bitstream/handle/20.500.11761/32691/60-60-1-PB.pdf?sequence=1>
- Giraldo Jaramillo M.; Galindo Leva L. A.; Benavides Machado P.; Forero D. (2011). Aprenda a conocer las chinches depredadoras de plagas del café. Guía Técnica. Colombia. 8 págs.
- Gómez R.E., L.H. Lovato & R.E. George. (2008). Insectos asociados al nance (*Byrsonima crassifolia* L.) en los Municipios de La Palma, Departamento de Chalatenango y Quezaltepeque, Departamento de La Libertad, El Salvador, C.A. Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de El Salvador.
- Gomes G.; de Sousa Batista G.M.; Lira dos Santos H.A. Barbosa Dantas M.; Emanuelle M. F.; Pessoa A.; Alves Wanderley P. (2012). Frecuencia de visitas de abejas (*Apis mellifera*) em plantas de Gergelim (*Sesamum indicum*) e Girassol (*Helianthus annuus*) (En línea) BR. Consultado 22 de noviembre de 2019. Disponible en: <http://propi.ifto.edu.br/ocs/index.php/connepi/vii/paper/viewFile/4000/1569>
- Gonzales Bustamante L.E. (1995). *Apiomerus* sp (Hemiptera: Reduviidae) mimeta de *Trigona trinidadensis* (Hymenoptera: Apidae). (En línea). Cusco, PE. Consultado: 27 de marzo de 2020. Disponible en: <http://sisbib.unmsm.edu.pe/BVRevistas/entomologia/v37/pdf/a22v37.pdf>
- González V.H. (2006a). Familia Colletidae. Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia. Pág. 471-474.

- González V.H. (2006b). Familia Halictidae. Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia. Pág. 479-481.
- Gonzales M. L.; Jahnke S. M.; Morais R. M.; Da Silva G. S. (2014). Diversidad de insectos depredadores en área orizícola orgánica y de conservación, en Viamão, RS, Brasil. 120 Revista Colombiana de Entomología. CO. Consultado: 29 de enero de 2020. Disponible en: <http://www.scielo.org.co/pdf/rcen/v40n1/v40n1a20.pdf>
- Grazia J.; Fernandes J.A. (2012). Subordem Heteroptera Linnaeus, 1758. Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia. Ribeirao Preto, Sao Paulo, Brasil. Pág. 369-405.
- Grismado C.J.; Ramírez M.J.; Izquierdo M.A. (2014). Araneae: taxonomía, diversidad y clave de identificación de familias (En línea). Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 3. AR. Pág. 55-93. Consultado 22 de agosto de 2019. Disponible en: <https://www.researchgate.net/publication/273741792>
- Guzmán Mendoza R.; Calzontzi Marín J.; Salas Araiza M.D.; Martínez Yáñez R. (2016). La riqueza biológica de los insectos: análisis de su importancia multidimensional (En línea). Acta Zoológica Mexicana No. 32. Pág. 370-379. Consultado: 25 de mayo de 2020. Disponible en: <http://www.scielo.org.mx/pdf/azm/v32n3/0065-1737-azm-32-03-00370.pdf>
- Hanson P.E.; Heydon S.L. (2006). Familia Pteromalidae. Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia. Pág. 673-681.
- Heiblum Robles A. (2019). Abejas: insectos polinizadores (En línea). MX. Consultado: 29 de enero de 2020. Disponible en: https://foroconsultivo.org.mx/INCYTU/documentos/Completa/INCYTU_19-031.pdf
- Henríquez Martínez G. Serrano Cervantes L. (1984). Guía de laboratorio de Entomología I. 2da edición. Universidad de El Salvador. El Salvador.
- Hernández J.; Sarmiento C.E.; Fernández C. (2009). Actividad de forrajeo de *Polybia occidentalis* venezolana (Hymenoptera: Vespidae) (En línea). Revista Colombiana de Entomología. Pág. 230-234. CO. Consultado 29 de marzo de 2020. Disponible en: <http://www.scielo.org.co/pdf/rcen/v35n2/v35n2a20.pdf>
- Hidalgo Gato M.M.; Rodríguez León R. (2010). Auchenorrhyncha (Insecta: Hemiptera) del área protegida Mil Cumbres (Pinar del Río, Cuba) (En línea). CU. Consultado 29 de octubre de 2019. Disponible en: <http://sea->

- entomologia.org/Publicaciones/PDF/BOLN_46/491497BSEA46AuchenorrhynchaCuba.pdf
- Howard F.W.; Gallo S. (2019). El Cixíido Americano de las Palmas, *Myndus crudus* Van Duzee (Insecta: Hemiptera: Auchenorrhyncha: Fulgoroidea: Cixiidae). US. Consultado 05 de enero de 2020. Disponible en: <https://edis.ifas.ufl.edu/pdffiles/IN/IN70700.pdf>
- Ibáñez Bernal S. (2017). Actualización del Catálogo de Autoridades Taxonómicas de los Dípteros (Díptera: Insecta) de México. Instituto de Ecología AC. Red Ambiente y Sustentabilidad (En línea) MX. Consultado 24 de enero de 2020. Disponible en: <http://www.conabio.gob.mx/institucion/proyectos/resultados/InfJE006.pdf>
- ICA (Instituto Colombiano Agropecuario) (1987). Manual de reconocimiento de insectos asociados con productos almacenados. IICA. Bogotá, Colombia. 130 págs.
- IICA (1988). VII Seminario de cosecha mecánica del ajonjolí (En línea). Acarigua, VE. Consultado 25 de noviembre de 2019. Disponible en: <https://books.google.com.sv/books?id=6nsi3d6U9vEC&pg=PA18&lpg=PA18&dq=insectos+de+semilla+almacenada+de+ajonjoli&source=bl&ots=iRuY5Fekfp&sig=ACfU3U27Y1A3jCwVpQb4F0D18t82mGHy4g&hl=es&sa=X&ved=2ahUKEwjBwIDm5N7oAhWim eAKHV-AD7AQ6AEwCHoECAwQMQ#v=onepage&q=insectos%20de%20semilla%20almacenada%20de%20ajonjoli&f=false>
- INATEC (Instituto Nacional Tecnológico) (2017). Cultivos agroindustriales (En línea). NI. Consultado 13 de noviembre de 2019. Disponible en: <https://www.tecnacional.edu.ni/media/AGROINDUSTRIALES.compressed.pdf>
- Jiménez Martínez E. (2009). Entomología. Universidad Nacional Agraria. Managua, Nicaragua. 114 págs.
- Jiménez Martínez E.; Sandino Díaz V.; Gómez Martínez J. (2014). Insectos asociados al cultivo de marañón en Nicaragua (En línea). Universidad Nacional Agraria (UNA). Nicaragua. 91 págs.
- Kameneva E.P.; Korneyev V.A. (2010). Ulidiidae (PICTURE-WINGED FLIES). Manual of Central American Diptera, Vol. 2. Ottawa, Canada. Pág. 881-902.
- Kimsey L.S.; Brothers D.J. (2006). Familia Tiphiidae. Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia, Bogotá. Pág. 597-608.
- Kirchmeyer J.; Coutinho Amaral L.; Magaldi A.; Cerqueira Baptista R.L.; Carvalho S.P. (2017). Predation on the treefrog *Scinax similis* (Anura: Hylidae) by the orb-weaver

- spider *Eriophora fuliginea* (Araneae: Araneidae) in southeastern Brazil (En línea). Universidade de São Paulo – ESALQ. Phyllomedusa. Vol. 16. Pág. 113-116. Consultado 04 de mayo de 2020. Disponible en: <http://dx.doi.org/10.11606/issn.2316-9079.v16i1p113-116>
- Leyva F.; Padilla J. (1998). Manual de manejo integrado de plagas de ajonjolí (En línea). ZAMORANO, INTA, MAG, MIP- CATIE, UNAN- León (Nicaragua), Proyecto PIKIN. Pág 51. NI. Consultado: 16 de septiembre de 2018. Disponible en: <https://bdigital.zamorano.edu/bitstream/11036/4095/1/01.pdf>
- Liceras Zárate L.; Ferrer Benites S.N.; Reyna Espinoza R.E.; Escuadra Vergaray H.; Mora Gonzales J.L. (2006). Entomología Agrícola y Forestal. 1,303 términos. 4a. ed. Universidad Privada Antenor Orrego. Facultad de Ciencias Agrarias. Trujillo, Perú. 359 págs.
- Liu Z.; Ronquist F. (2006). Familia Cynipidae. Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia. Pág. 839-849.
- Llucia Pomares D. (2002). Revisión de los ortópteros (Insecta: Orthoptera) de Cataluña (España). Sociedad Entomológica Aragonesa (SEA). (En línea). ES. Consultado 24 de julio de 2019. Disponible en: <http://sea-entomologia.org/PDF/MSEA7OrthopteraCatalu%C3%B1aResolucionModerada.pdf>
- Maes J.M.; Robleto J.T. (1988). Catálogo de los insectos y artrópodos terrestres asociados a las principales plantas de importancia económica en Nicaragua. León, Nicaragua. Pág 40-41.
- Maes J. M., Godoy C. (1993). Catálogo de los Cicadellidae (Homoptera) de Nicaragua (En línea). Revista Nicaragüense de Entomología. Vol. 24. Pág. 5-34. NI. Consultado 20 de marzo de 2020. Disponible en: <http://www.bio-nica.info/RevNicaEntomo/24-Cicadellidae.pdf>
- MAG (Ministerio de Agricultura y Ganadería). (2017). Anuario de Estadísticas Agropecuarias: El Salvador 2016 – 2017. SV. Consultado: 15 de marzo de 2019. Disponible en: http://www.mag.gob.sv/download/anuario-de-estadisticas-agropecuarias-2016_2017/
- MAG (Ministerio de Agricultura y Ganadería) (2018). Anuario de Estadísticas Agropecuarias: El Salvador 2017 – 2018. SV. Consultado: 04 de enero de 2020. Disponible en: <http://www.mag.gob.sv/direccion-general-de-economia-agropecuaria/estadisticas-agropecuarias/anuarios-de-estadisticas-agropecuarias/>

- Magurran, A. E. (1988). *Ecological diversity and its measurement*. Princeton University Press, New Jersey, 179 p.
- Marín R.; López W. (1995). La producción orgánica de ajonjolí y soya en las empresas de UNAPA (En línea). NI. Consultado: 16 de septiembre de 2018. Disponible en: http://www.agronicaragua.org/Textos_Completos/CIPRES/0020/20%20la%20produccion%20organi%20de%20ajonjoliCOMP.D.pdf
- Marín Jarillo A., Bujanos Muñoz R.; Delgadillo Sánchez F. (2009). Psiloideos y cicadélidos en el cultivo de la papa en El Bajío, Buanajuato, México (En línea). *Revista Agricultura Técnica en México* Vol. 35 Núm.1. Pág. 123-129. MX. Consultado 29 de marzo de 2020. Disponible en: <http://www.scielo.org.mx/pdf/agritm/v35n1/v35n1a12.pdf>
- MARN (Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales) (2019). Informe 2: condición del inicio de la estación lluviosa 2019 en El Salvador. Consultado: 25 de febrero de 2020. Disponible en: <https://www.marn.gob.sv/informe-2-condicion-del-inicio-de-estacion-lluviosa-2019-en-el-el-salvador/>
- Márquez Luna, J. (2005). Técnicas de colecta y preservación de insectos (En línea). *Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa*. MX. Consultado: 16 de septiembre de 2018. Disponible en: http://sea-entomologia.org/Publicaciones/PDF/BOLN_37/385_408_Tecnicas.pdf
- Marshall S.A. (2010). *Micropezidae (STILT-LEGGED FLIES)*. *Manual of Central American Diptera*, Vol. 2. Ottawa, Canadá. Pág. 805-813.
- Martínez Pérez F.D. (2006). Arañas del campus (En línea). ES. Consultado 22 de octubre de 2019. Disponible en: <https://www.uah.es/export/sites/uah/es/conoce-la-uah/galleries/Galeria-de-descarga-de-Conoce-la-UAH/ECOCAMPUS/aranias.pdf>
- Mata L.; Goula M. (2011). Clave de Familias de Heterópteros de la Península Ibérica (Insecta, Hemiptera, Heteroptera) (En línea). ES. Consultado 30 de marzo de 2019. Disponible en: http://www.ub.edu/crba/publicacions/Clau%20heteropters/Clave_Heteropteros_de_la_Peninsula_Iberica_v.1.pdf
- Mazzani B. (1999). *Investigación y Tecnología del Cultivo del Ajonjolí en Venezuela*. 103 págs.
- McGavin G.C. (2000). *Manual de identificación de insectos, arañas y otros artrópodos terrestres*. Ediciones OMEGA, SA. Barcelona, España. 256 págs.
- Medina Gaud S. (1977). *Manual de Procedimientos para Colectar, Preservar y Montar Insectos y Otros Artrópodos*. Puerto Rico. 24 págs.

- Mejía Hernández M.; Salgado García R.; Hernández Jaimes T.; Hernández Vidal G.A.; Delgado Ramírez Y.G.; Ramírez Vera F.D.; Cruz Miranda S.G. (2012). Sistemática y Morfología. México. 279 págs.
- Melo G.A.; Aguilar A.P.; Garcete Barrett B.R. (2012). Hymenoptera Linnaeus, 1758. Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia. Ribeirao Preto, Sao Paulo, Brasil. Pág. 553-609.
- Melo M. C.; Montemayor S. I. (2015). Rhopalidae (En línea). Biodiversidad de Artrópodos Argentinos. Vol. 3. Pág. 449-454. AR. Consultado: 16 de diciembre de 2019. Disponible en: http://naturalis.fcnym.unlp.edu.ar/repositorio/_documentos/sipcyt/bfa005768.pdf
- Memah V.V.; Bright Kaligis J.; Ekawati Tallei T. (2018). Preying ability of spiders *Oxyopes* sp. and *Pardosa* sp. on four prey types of insect pests under laboratory conditions (En línea). Bioscience Research, Vol. 15. Pág. 145-151. US. Consultado 06 de mayo de 2020. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/323835100_Preying_ability_of_spiders_Oxyopes_sp_and_Pardosa_sp_on_four_preay_types_of_insect_pests_under_laboratory_conditions
- Méndez D.M.; López M.M.; García R. (2009). Diversidad de escarabajos (Coleóptera, Staphylinidae) en dos localidades del Departamento del Quindío. (En línea). CO. Consultado 02 de diciembre de 2019. Disponible en: <http://www.scielo.org.co/pdf/bccm/v13n2/v13n2a11.pdf>
- Miñarro M.; García D.; Martínez Sastre R. (2018). Los insectos polinizadores en la agricultura: importancia y gestión de su biodiversidad (En línea). Consultado: 27 de enero de 2020. Disponible en: www.revistaecosistemas.net
- Montilla D.; Cedeño T. (1998). Efecto de la polinización por abejas (*Apis mellifera* L) sobre el rendimiento de cultivares indehiscentes de ajonjolí (*Sesamum indicum* L). (En línea). VE. Consultado 03 de enero de 2020. Disponible en: [http://www.ucla.edu.ve/bioagro/Rev3\(4\)/3.%20Efecto%20de%20la%20polinizaci%C3%B3n.pdf](http://www.ucla.edu.ve/bioagro/Rev3(4)/3.%20Efecto%20de%20la%20polinizaci%C3%B3n.pdf)
- Montoya Castillo W. (2010). Apuntes de Entomología General. Universidad Nacional Santiago Antúnez de Mayolo. Huaraz, Perú. 94 págs.
- Morales Chávez R.R. (2000). Biología de campo y laboratorio de la Campamocha, *Mantis religiosa* Linnaeus (Mantodea: Mantidae). (En línea). Universidad Autónoma Agraria "Antonio Narro". MX. Consultado 20 de enero de 2020. Disponible en:

<http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/3695/T11927%20MORALES%20CHAVEZ,%20RICARDO%20REYNOLDS%20%20MONOGRAFIA.pdf?sequence=1>

- Mora Donjuán, C.A.; Burbano Vargas, O.N.; Méndez Osorio, C.; Castro Rojas, D.F. (2017). Evaluación de la biodiversidad y caracterización estructural de un bosque de encino (*Quercus* L.) en la Sierra Madre de Sur, México (En línea). MX. Consultado: 15 de marzo de 2019. Disponible en: revistas.tec.ac.cr/index.php/kuru/article/download/3154/2941/
- Moreno, C. E. (2001). Métodos para medir la biodiversidad. (SEA) Sociedad Entomológica Aragonesa, vol.1. Zaragoza, 86 p.
- Moreno Villamil R.; Vélez Velandia, D.; Gómez Hoyos, A. J.; Higuera Díaz, D.; Carvajal González, J.; López Vargas, C. M.; Melo, D. (2018). Iniciativa colombiana de polinizadores (En línea). Consultado 29 de mayo de 2020. Disponible en: http://www.minambiente.gov.co/images/BosquesBiodiversidadyServiciosEcosistemicos/pdf/Planes-para-la-conservacion-y-uso-de-la-biodiversidad/INICIATIVA_COLOMBIANA_DE_POLINIZADORES_-_ICP_2018.pdf
- Nates Parra G. (1990). Abejas de Colombia III. Clave para géneros y subgéneros de Meliponinae (Hymenoptera: Apidae). Universidad Nacional de Colombia. Bogotá. CO. Consultado 26 de julio de 2019. Disponible en: <http://www.bdigital.unal.edu.co/27854/1/25753-100456-1-PB.pdf>
- Nates Parra G.; Fernández F. (1992) Abejas de Colombia II. Claves preliminares para las Familias, subfamilias y tribus (Hymenoptera: Apoidea). (En línea). Universidad Nacional de Colombia. Bogotá. CO. Consultado 26 de julio de 2019. Disponible en: <http://bdigital.unal.edu.co/24763/1/21971-184551-1-PB.pdf>
- Navarrete Heredia J.L.; Newton A.F.; Thayer M.K., Ashe J.S.; Chandler D.S. (2002). Guía ilustrada para los géneros de Staphylinidae (Coleoptera) de México (En línea). MX. Consultado 02 de diciembre de 2019. Disponible en: http://cezug.org.mx/czug/Documentos_files/Navarrete,Newton,Thayer+2002_Guia-illustrada-para-los-generos-de-Staphylinidae-de-Mexico_R9209.pdf
- Navarrete, F.M. (2008). Ensayo: El aprovechamiento de la Agroindustria con el tratado de libre comercio con los Estados Unidos de América (En línea). Boletín Económico BCR. SV. Consultado: 23 de marzo de 2019. Disponible en: <https://www.bcr.gob.sv/bcrsite/uploaded/content/category/1404929269.pdf>

- Navarro Rodríguez C.I.; Lacayo Ramírez H.J. (2017). Arañas del estero salado (En línea). Universidad de Guadalajara. MX. Consultado: 04 de mayo de 2020. Disponible en: <http://www.cta.cuc.udg.mx/publicaciones/2017%20-%20Ara%C3%B1as%20del%20estero%20El%20Salado.pdf>
- Niño Maldonado S. (2000). Los crisomélidos del bosque mesófilo de la reserva de la biósfera El Cielo, Gómez Farías, Tamaulipas. Universidad Autónoma de Tamaulipas. Facultad de Agronomía. México. Consultado 25 de agosto de 2019. Disponible en: <http://www.conabio.gob.mx/institucion/proyectos/resultados/InfL044.pdf>
- Norrbom A.L.; Korytkowski C.A. (2010). Manual of Central American Diptera, Vol. 2. Ottawa, Canadá. Pág. 857-863.
- Oliveira Cruz D.; Magalhaes Freitas B. (2013). Diversidade de abelhas visitantes florais e potenciais polinizadores de culturas oleaginosas no Nordeste do Brasil (En línea). BR. Consultado 10 de noviembre de 2019. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/259432822_Diversidade_de_abelhas_visitantes_florais_e_potenciais_polinizadores_de_culturas_oleaginosas_no_Nordeste_do_Brasil/link/00b4952b8407ecc47b000000/download
- Ortega L.D. (s.f). Clave para familias de Diptera (En línea). Consultado 11 de agosto de 2019. Disponible en: <https://es.scribd.com/doc/132366854/Clave-Para-Familias-de-Diptera>
- Ortiz Marín W.H. (s.f.). Entomología General (En línea). Instituto de Educación Superior Tecnológico Público. PE. 119 págs. Consultado: 29 de febrero de 2020. Disponible en: <http://isthuando.edu.pe/archivos/entomologia.pdf>
- Palacio E.E.; Wahl D.B. (2006) Familia Ichneumonidae. Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia. Pág. 293-329.
- Palacios Vargas J.G.; Mejía Recamier B.E.; Oyarzabal A. (2014). Guía ilustrada para los artrópodos edáficos (En línea). Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. 88 págs. MX. Consultado 20 de mayo de 2020. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/286450834_Guia_ilustrada_para_los_Artrópodos_Edaficos
- Palomares-Pérez M.; Barajas-Romero M.I.; Arredondo-Bernal H.C. (2017). Producción masiva de *Ceraeochrysa valida* (banks) (Neuroptera: Chrysopidae) a 30°C (En línea). Agric. Anim. Sci., ex Agro-Ciencia. Pág. 187-191. Consultado 20 de enero de 2020. Disponible en: <https://scielo.conicyt.cl/pdf/chjaasc/v33n2/0719-3890-chjaasc-00504.pdf>

- Pardo Gonzales J.E.; Gómez R.; Del Cerro Barja A. (1991). Claves de determinación de los Orthopteroidea de los principales sistemas montañosos de Castilla La Mancha. España, 75 págs.
- Pérez Bañón C. (2000). Biología de los sírfidos (Diptera: Syrphidae) de los ecosistemas insulares de la comunidad Valenciana: aspectos de la relación sírfido-planta. Universidad de Alicante. España. 413 págs.
- Pérez Bolaños J.; Salcedo Mendoza J.G. (2018). Componentes del rendimiento en cultivares de ajonjolí *Sesamum indicum* L. (Pedaliaceae), en el departamento de Sucre (Colombia) (En línea). CO. Consultado: 16 de septiembre de 2018. Disponible en: <http://www.scielo.org.co/pdf/ccta/v19n2/0122-8706-ccta-19-02-00263.pdf>
- Pérez Hidalgo N.; Mier Durante M.P.; Umaran A. (2015) Orden Hemiptera: Subórdenes Cicadomorpha, Fulgoromorpha y Sternorrhyncha (En línea). Sociedad Entomológica Aragonesa. ES. Consultado 22 de marzo de 2019. Disponible en: http://sea-entomologia.org/IDE@/revista_54.pdf
- Pérez Salazar O.E.; Pacheco Flores S.A. (2002). Determinación del ciclo biológico de *Sitotroga cerealella* Oliver hospedero facticio de *Trichogramma pretiosum* Riley, en la cría comercial del Centro de Investigación y Reproducción de Controladores Biológicos de la UNAN-León. Nicaragua. 74 págs.
- Prado E. (1991). Clave de géneros de Pentatomoidea de Chile. CL. Consultado: 07 de agosto de 2019. Disponible en: http://publicaciones.mnhn.gob.cl/668/articles-66575_archivo_01.pdf
- Rafael J.A.; Melo G.; Barros de Carvalho, J.; Casari S.; Constantino R. (2012). Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomía. Riberiao Preto. Brasil. 810 págs.
- Ramírez Freire L. Quiroz Martínez H.; (2016). Abejas silvestres (Hymenoptera: Apoidea) de la región Praderas de Tokio-El Potosí - Sierra Mazmorras-Cañón de Iturbide, Coahuila y Nuevo León. Universidad Autónoma de Nuevo León. Facultad de Ciencias Biológicas (En línea). MX. Consultado 16 de agosto de 2019. Disponible en: <http://www.conabio.gob.mx/institucion/proyectos/resultados/InfJF185.pdf>
- Revista de Comercio Exterior (s.f.). Ajonjolí (En línea). NI. Consultado: 16 de septiembre de 2018. Disponible en: <https://www.bcn.gob.ni/publicaciones/periodicidad/historico/sinopsis/5.pdf>
- Rengifo Correa L.A.; González R. (2011). Clave ilustrada para la identificación de las familias de Pentatomomorpha (Hemiptera - Heteroptera) de distribución Neotropical

- (En línea) CO. Consultado 15 de mayo de 2019. Disponible en: <http://www.scielo.org.co/pdf/bccm/v15n1/v15n1a13.pdf>
- Reyes Alvarado M. (2016). El suborden Heteróptera en las localidades de Ciudad Valles y Tamasopo San Luis Potosí, México (En línea). MX. Consultado: 22 de agosto de 2019. Disponible en: <https://tesis.ipn.mx/bitstream/handle/123456789/24975/TESIS-MAYTE%20REYES%20ALVARADO.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Rodríguez Chávez, M.; Solano Gutiérrez L.; Vargas Porras, K. (s.f). Métodos de recolección de artrópodos (En línea). ES. Consultado: 24 de septiembre e 2018. Disponible en: <http://files.turismoecologicocr.webnode.es/200000049-875a088558/Colecta%20y%20Conservaci%C3%B3n%20de%20Artr%C3%B3podos.pdf>
- Romo M.I.; Florez E (2008). Comunidad de arañas orbitelares (Araneae: Orbiculariae) asociada al bosque altoandino del Santuario Flora y Fauna Galeras, Nariño, Colombia (En línea). Boletín científico centro de museos museo de historia natural, Vol. 13. Pág. 114-126. CO. Consultado 04 de mayo de 2020. Disponible en: <http://www.scielo.org.co/pdf/bccm/v13n1/v13n1a09.pdf>
- Root, R. B. (2001). Guilds. Encyclopedi of Biodiversity, Volume 3. Academic Press. New Jersey, Estados Unidos. Pág. 295- 302.
- Ross H. H. (1978). Introducción a la Entomología General y Aplicada Universidad de Illinois. Estados Unidos.
- Roth M. (1973). Sistemática y biología de los insectos. Madrid España. 199 págs.
- SAGARPA (Secretaria de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación) (2016). Ficha Técnica. Langosta Centroamericana *Schistocerca piceifrons piceifrons* (Walker, 1870). (Orthoptera: Acrididae). MX. Consultado 02 de febrero de 2020. Disponible en: https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/157817/Ficha_tcnica_langosta.pdf
- Salazar Anton W. (1999). Diagnóstico de plagas y enemigos naturales en el cultivo de ajonjolí (*Sesamum indicum* L) en cuatro comunidades de Departamento de León, Nicaragua (En línea). León, Nicaragua. Consultado 29 noviembre de 2019. Disponible en: <http://repositorio.una.edu.ni/1713/1/tnh10s161.pdf>
- Salvo A., Valladares G.R. (2007). Parasitoides de minadores de hojas y manejo de plagas (En línea). Revista Ciencia e Investigación Agraria. Vol. 34. Pág. 167-185. AR. Consultado 20 de mayo de 2020. Disponible en: <https://scielo.conicyt.cl/pdf/ciagr/v34n3/art01.pdf>

- Sarmiento C.E.; Carpenter J.M. (2006). Familia Vespidae. Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia. Pág. 539-555.
- Saunders J.L.; Coto D.T.; King A. (1998). Plagas invertebradas de cultivos anuales alimenticios en América Central. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE). Turrialba, Costa Rica. 305 págs.
- Sissia Dueñas Y.P.; Navarrete Heredia J.L. (2016). Composición y estructura de estafilínidos (Coleoptera: Staphylinidae) en dos localidades de Santa María (Boyacá, Colombia) (En línea). CO. Consultado 02 de diciembre de 2019. Disponible en: <http://www.scielo.org.co/pdf/rcen/v42n1/v42n1a11.pdf>
- Slater J.A.; Baranowski R.M. (1978). How to know true bugs. Estados Unidos. 256 págs.
- Smith A.H.; Capinera J.L. (s.f.). Enemigos naturales y control biológico (En línea). Consultado 29 de enero de 2020. US. Disponible en: <https://edis.ifas.ufl.edu/pdf/IN/IN97700.pdf>
- Smith Pardo A.H.; Vélez Ruiz R.I. (2008). Abejas de Antioquia. Los géneros de abejas (Hymenoptera: Apoidea: Apiformes) de Antioquia (Colombia). (En línea) CO. Consultado 08 de agosto de 2019. Disponible en: http://apoidea.myspecies.info/sites/apoidea.myspecies.info/files/field_guide_to_the_bees_of_antioquia_spanish2008-part_i.pdf
- Sperber C.F.; Mews C.M.; Gonçalves Lhano M. Chamorro S. Mesa A. (2012). Orthoptera Olivier, 1791. Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia. Ribeirao Preto, Sao Paulo, Brasil. Pág. 271-287.
- Thompson F.C., Rotheray G.E.; Zumbado M.A. (2010). Syrphidae (FLOWER FLIES). Manual of Central American Diptera, Vol. 2. Ottawa, Canadá. Pág. 763-792.
- Toro G.; De la Hoz E. (1955). Clave para Géneros de Anthophoridae de Chile (En línea). CL. Consultado 26 de julio de 2019. Disponible en: http://publicaciones.mnhn.gob.cl/668/articles-64001_archivo_01.pdf
- Torres Gutiérrez C. (2005). La tribu Pentatomini (Hemiptera: Pentatomidae) en Colombia (En línea). CO: Consultado 23 de marzo de 2019. Disponible en: https://www.ndsu.edu/pubweb/~rider/Pentatomoidea/Temporary/TorresGutierrez_2005_Pentatomini_Colombia.pdf
- Triplehorn C.A.; Johnson N.F. (2005). Borror and Delong's Introduction to the Study of Insects. Seventh Edition. United States of America. 864 págs.

- Trujillo Arriaga J. (2008). Control biológico por conservación: enfoque relegado. Perspectiva de su desarrollo en América Latina. Manejo integrado de plagas en Mesoamérica: Aportes conceptuales. 1a Ed. Catargo, Costa Rica. Pág. 48-57.
- UDEL (University of Delaware) (s.f.a). Clasificación de los Dictyopharidae (En línea). US. Consultado 21 de febrero de 2020. Disponible en: <https://www.printfriendly.com/p/g/UnwfEr>
- UDEL (University of Delaware) (s.f.b.). Clave para las familias Planthopper (En línea). US. Consultado 21 de febrero de 2020. Disponible en: <https://www.printfriendly.com/p/g/bzYChB>
- UDEL (University of Delaware) (s.f.c.). Dyctiopharidae de América del Norte (En línea). US. Consultado 21 de febrero de 2020. Disponible en: <https://sites.udel.edu/planthoppers/north-america/north-american-dictyopharidae/>
- UDEL (University of Delaware) (s.f.d.). Genus *Oecleus* Stal, 1862 (En línea). US. Consultado 27 de marzo de 2020. Disponible en: <https://sites.udel.edu/planthoppers/north-america/north-american-cixiidae/genus-oecleus-stal-1862/>
- Universidad Central de Venezuela (UCV) (2003). Entomofauna Agrícola Venezolana (En línea). VE. Consultado: 16 de septiembre de 2018. Disponible en: http://www.ucv.ve/fileadmin/user_upload/facultad_agronomia/Zoologia_Agricola/Manejo_Integrado/Material_Interes/Narvaez-2003-ENTOMOFAUNA_AGRICOLA_VENEZOLANA.pdf
- Universidad Central de Venezuela (s.f.). Chrysomelidae. VE. Consultado 12 de diciembre de 2019. Disponible en: <http://chrysomelidae.miza-ucv.org.ve/es/taxonomy/term/2320>
- Universidad Nacional de Córdoba (s.f.). Aparatos bucales y regímenes alimentarios (En línea). Zoología Agrícola. 15 págs. AR. Consultado: 20 de mayo de 2020. Disponible en: <http://agro.unc.edu.ar/~zoologia/ARCHIVOS/APARATOS%20BUCALES.pdf>
- Urriaga R. (2007). Catálogo de Insectos de la región central (En línea). Universidad de Costa Rica. CR. Consultado: 16 de septiembre de 2018. Disponible en: <http://revistas.ucr.ac.cr/docs/AgronomiaMesoamericana/catalogo-de-los-insectos-de-la-region-central.pdf>
- Valencia Luna L.A.; Romero Nápoles J.; Valdez Carrasco J.; Carrillo Sanchez J.L.; López Martínez L. (2006). Taxonomía y registros de Chrysopidae (Insecta: Neuroptera) en el Estado de Morelos, México (En línea). Acta Zoológica Mexicana N° 22. Pág. 17-61.

- Consultado 20 de enero de 2020. Disponible en:
<http://www.scielo.org.mx/pdf/azm/v22n1/v22n1a3.pdf>
- Valverde Monge J.P. (2010). Clave taxonómica ilustrada para los géneros y las especies de avispas eusociales de Costa Rica (Hymenóptera: Vespidae, Polistinae). (En línea). Universidad de Costa Rica (UCR). Consultado 26 de julio de 2019. Disponible en:
<http://www.biologia.ucr.ac.cr/TesisLic/JuanPabloValverdeMonge.pdf>
- Van Driesche R.G.; Hoddle M.S.; Center D.T. (2007). Control de plagas y malezas por enemigos naturales. Estados Unidos. 765 págs.
- Van Roie M.; De Wint F.; Güngör A.; Huyghe C.; Dekoninck W.; Sekerka L. (2019). An annotated checklist of the leaf beetles (Coleoptera, Chrysomelidae) from El Salvador, with additions from the Bechyné collection in the Royal Belgian Institute of Natural Sciences. El Salvador. 60 págs.
- Vásquez Moreno L.L.; Matienzo Brito Y.; Veitía M.; Simonetti J.A. (2008). Conservación y manejo de enemigos naturales de insectos fitófagos en los sistemas agrícolas de Cuba. La Habana, Cuba. 202 págs.
- Vásquez Porras I.; González Gaona O.; Espinosa Vásquez G.; Terán Vargas A.P.; Azuara Domínguez A. (2016). Dinámica poblacional y asociación de insectos plaga y benéficos a las fases fenológicas del cultivo de Soya en el sur de Tamaulipas (En línea). Revista de Entomología mexicana, pág. 305–310. MX. Consultado 28 de marzo de 2020. Disponible en:
<http://www.socmexent.org/entomologia/revista/2016/EA/Em%20305-310.pdf>
- Velásquez Valle R.; Reveles Torres L. (2018). Géneros de chicharritas (Hemiptera: Cicadellidae) presentes en el cultivo de Chile en el Norte Centro de México (En línea) MX. Consultado 02 de agosto de 2019. Disponible en:
<http://www.zacatecas.inifap.gob.mx/publicaciones/FT92FolletoGenerosdeChicharritas.pdf>
- Viera C.; Bemanú Pino M.A. (s.f.). Efecto de fertilizantes y pesticidas sobre las arañas (En línea). UY. Consultado 20 de mayo de 2020. Disponible en:
<http://www.iibce.edu.uy/ECOCOMP/Biodiversidadaranas.pdf>
- Viera C.; Costa F. (1988). Análisis del comportamiento de captura de presas por machos adultos de *Metepeira* sp. (Araneae: Araneidae), utilizando telas de juveniles y hembras adultas coespecíficos (En línea). The journal of Arachnology, Pág. 141-152. UY. Consultado 04 de mayo de 2020. Disponible en:
http://www.americanarachnology.org/JoA_free/JoA_v16_n2/JoA_v16_p141.pdf

- Viñuela E.; Jacas J. (1993). Los enemigos naturales de las plagas y los plaguicidas (En línea). Unidad de protección de cultivo, Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. ES. Consultado 20 de mayo de 2020. Disponible en: https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/hojas/hd_1993_02.pdf
- Wagner D.L. (2005). Caterpillars of Eastern North America: A Guide to identification and natural history. Princeton, New Jersey, Estados Unidos. 513 págs.
- Woodley N.E. (2009). Mydidae (MYDAS FLIES). Manual of Central American Diptera, Vol. 1. Pág. 579-583.
- Woodley N.E. (2009). Stratiomyidae (SOLDIER FLIES). Manual of Central American Diptera, Vol. 1. Pág. 521-549.
- Yzarra Tito, W.J.; López Rios F.R. (2011). Manual de observaciones fenológicas (En línea). Ministerio de Agricultura. PE. Consultado: 16 de marzo de 2019. Disponible en: <https://www.senamhi.gob.pe/load/file/01401SENA-11.pdf>
- Zaragoza Caballero S.; Pérez Hernández C.X. (2014). Biodiversidad de cantaroideos (Coleoptera: Elateroidea [Cantharidae, Lampyridae, Lycidae, Phengodidae, Telegeusidae]) en México (En línea). Revista Mexicana de Biodiversidad. Pág. 279-289. MX. Consultado 28 de marzo de 2020. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/271119091_Biodiversidad_de_Cantaroideos_Coleoptera_Elateroidea_Cantharidae_Lampyridae_Lycidae_Phengodidae_Telegeusidae_en_Mexico
- Zucchi R.A.; Silveira Neto S. (2012). Entomología Agrícola. Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia. Ribeirao Preto, Sao Paulo, Brasil. Pág. 140-149
- Zumbado Arrieta, M.; Azofeifa Jiménez, D. (2018). Insectos de Importancia Agrícola. Heredia, Costa Rica. 204 págs.

8. ANEXOS

Cuadro A-1. Cuadro nutricional del cultivo de ajonjolí.

COMPUESTO	CANTIDAD (en 100g)
Calorías	570 kcal
Agua	3 g
Proteína	17.81 g
Grasa	48 g
Cenizas	8 g
Carbohidratos	26.19 g
Fibra	9.3 g
Calcio	420 mg
Hierro	2.51 mg
Fosforo	762 mg
Vitamina C	0.0 mg

Fuente: FAO (s.f).

Cuadro A-2. Resumen del modelo de Regresión lineal simple.

Resumen del modelo^b

Modelo	R	R cuadrado	R cuadrado ajustado	Error estándar de la estimación
1	.986 ^a	.972	.965	24.93534

a. Predictores: (Constante), Días después de germinación

b. Variable dependiente: Abundancia de insectos y arañas

Cuadro A-3. Análisis de varianza (ANOVA).

ANOVA^a

Modelo	Suma de cuadrados	Gl	Media cuadrática	F	Sig.
1 Regresión	87296.914	1	87296.914	140.400	.000 ^b
Residuo	2487.086	4	621.771		
Total	89784.000	5			

a. Variable dependiente: Abundancia de insectos y arañas

b. Predictores: (Constante), Días después de germinación

Cuadro A-4. Coeficientes de regresión.

Coeficientes ^a					
Modelo	Coeficientes no estandarizados		Coeficientes estandarizados	t	Sig.
	B	Error estándar	Beta		
1 (Constante)	86.800	23.214		3.739	.020
Días después de germinación	4.709	.397	.986	11.849	.000

a. Variable dependiente: Abundancia de insectos y arañas

B: (coeficiente de regresión): indica el número de unidades que aumentará la variable dependiente o criterio por cada unidad que aumente la variable independiente.

Beta: (coeficiente de regresión estandarizado): expresa la pendiente de la recta de regresión.

Cuadro A-5. Área de siembra, rendimiento y producción total de ajonjolí en El Salvador.

Nº	Año	Área sembrada (mz)	Rendimiento (qq/mz)	Producción total (qq)
1	2010-2011	No se encontró registro	No se encontró registro	No se encontró registro
2	2011-2012	No se encontró registro	No se encontró registro	No se encontró registro
3	2012-2013	No se encontró registro	No se encontró registro	No se encontró registro
4	2013-2014	No se encontró registro	No se encontró registro	No se encontró registro
5	2014-2015	6,614	12.8	84,945
6	2015-2016	1,671	10.4	17,437
7	2016-2017	1,199	11.3	13,504
	2017-2018	2,252	9.5	21,314

Fuente: elaboración propia con base a datos del MAG/SV.

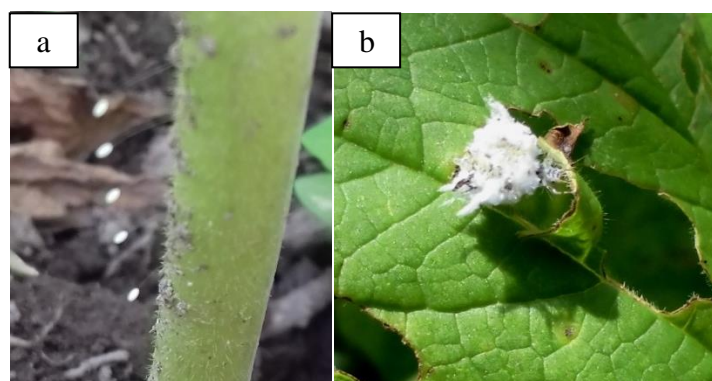


Figura A-1. Orden Neuroptera. (a) huevos, (b) inmaduro de Chrysopidae.



Figura A-2. Orden Mantodea. Mantidae.

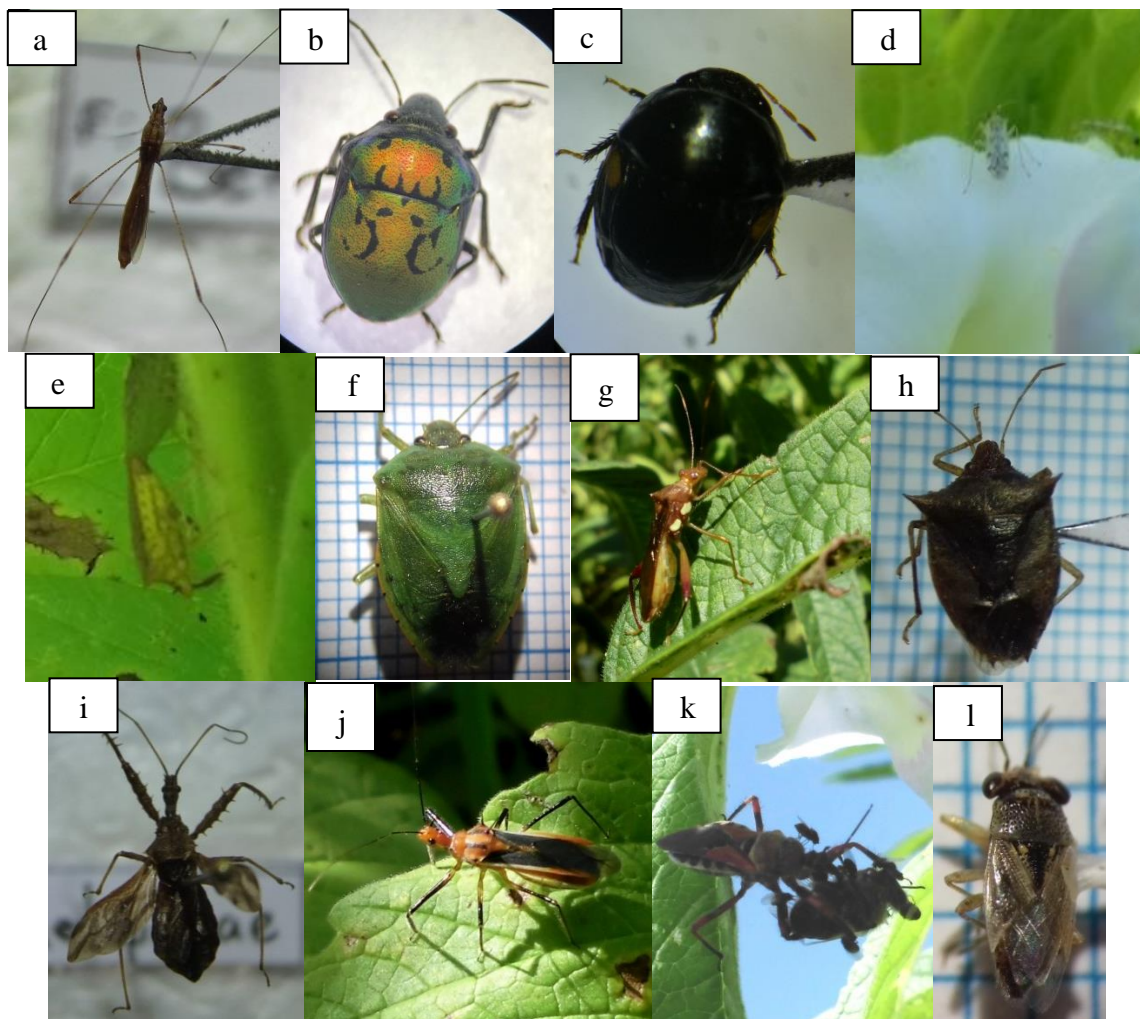


Figura A-3. Orden Hemiptera: Heteroptera. (a) Berytidae, (b) Scutelleridae, (c) Corimelaenidae, (d) *Cyrtopeltis* sp. (Miridae), (e) *Euschistus* sp. (Pentatomidae), (f) *Acrosternum* sp. (Pentatomidae), (g) *Hyalymenus* sp. (Alydidae), (h) *Podisus* sp. (Pentatomidae), (i) *Sinea* sp. (Reduviidae), (j) *Zelus* sp. (Reduviidae), (k) *Apiomerus* sp. (Reduviidae), (l) *Geocoris* sp. (Geocoridae).

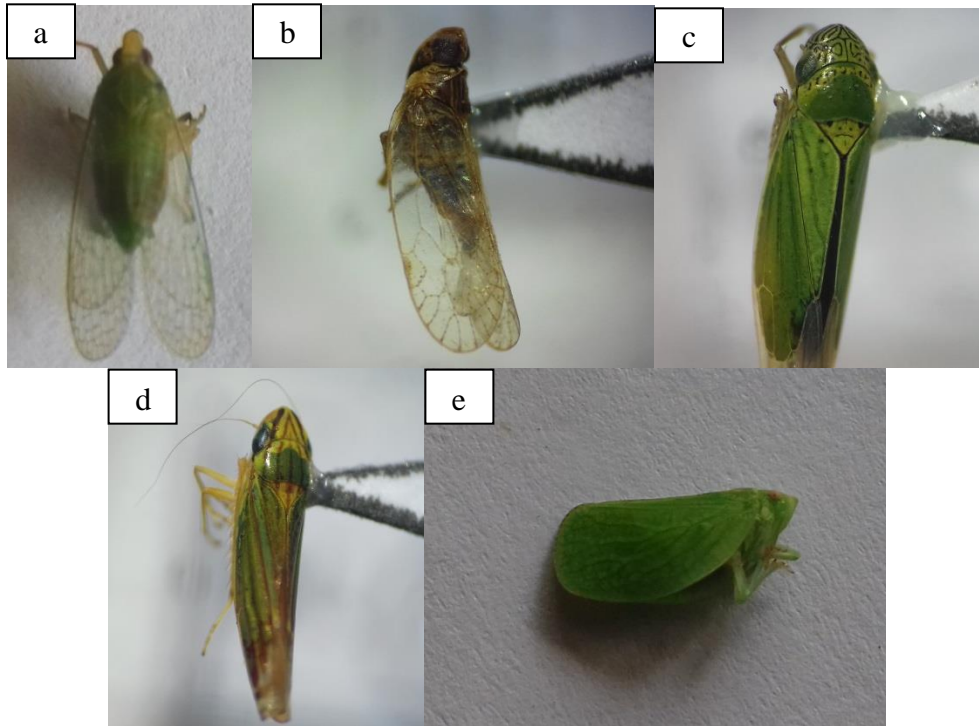


Figura A-4. Orden Hemiptera: Auchenorrhyncha. (a) Dyticopharidae, (b) *Oecleus* sp. (Cixiidae), (c) *Carnecephala* sp. (Cicadellidae), (d) *Sibovia* sp. (Cicadellidae), (e) *Acanalonia* sp. (Acanaloniidae).

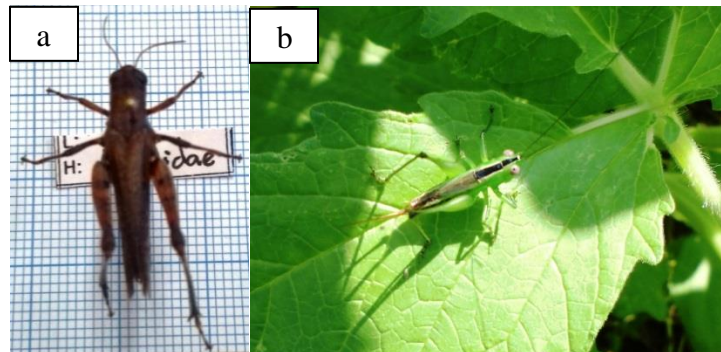


Figura A-5. Orden Orthoptera. (a) Acrididae, (b) *Conocephalus* sp. (Tettigoniidae).

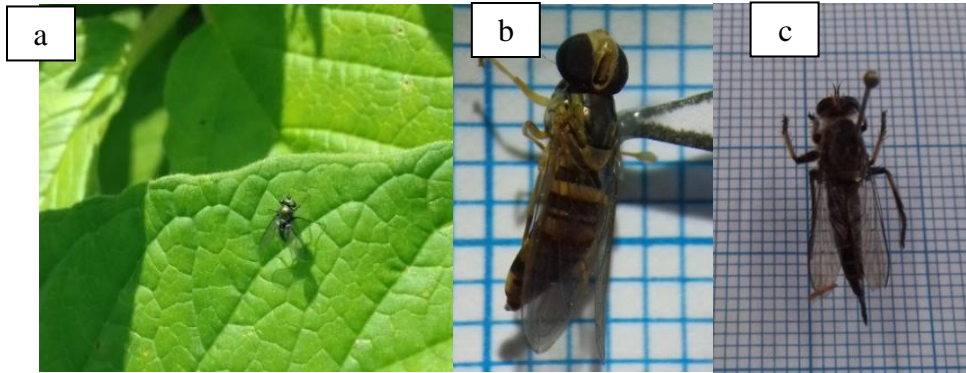


Figura A-6. Orden Diptera. (a) Dolichopodidae (b) Syrphidae, (c) Asilidae.

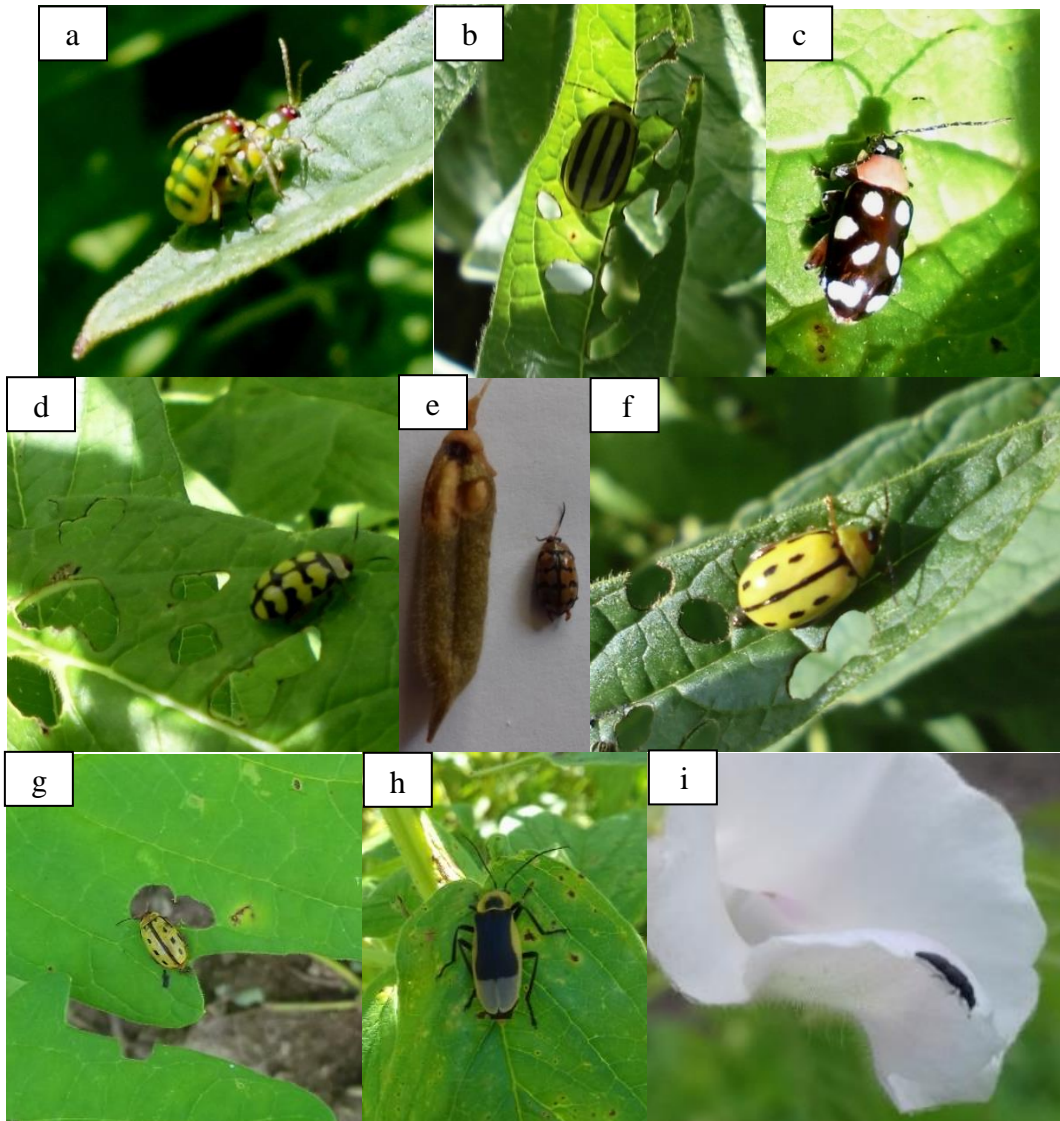


Figura A-7. Orden Coleoptera. (a) *Diabrotica balteata*, (b) *Disonycha ovata*, (c) *Omophoita* sp., (d) *Alagoasa jacobiana*, (e) daño al fruto por *Alagoasa jacobiana*, (f) (g) *Alagoasa* sp. (Chrysomelidae), (h) *Chauliognathus* sp. (Cantharidae), (i) Staphylinidae.

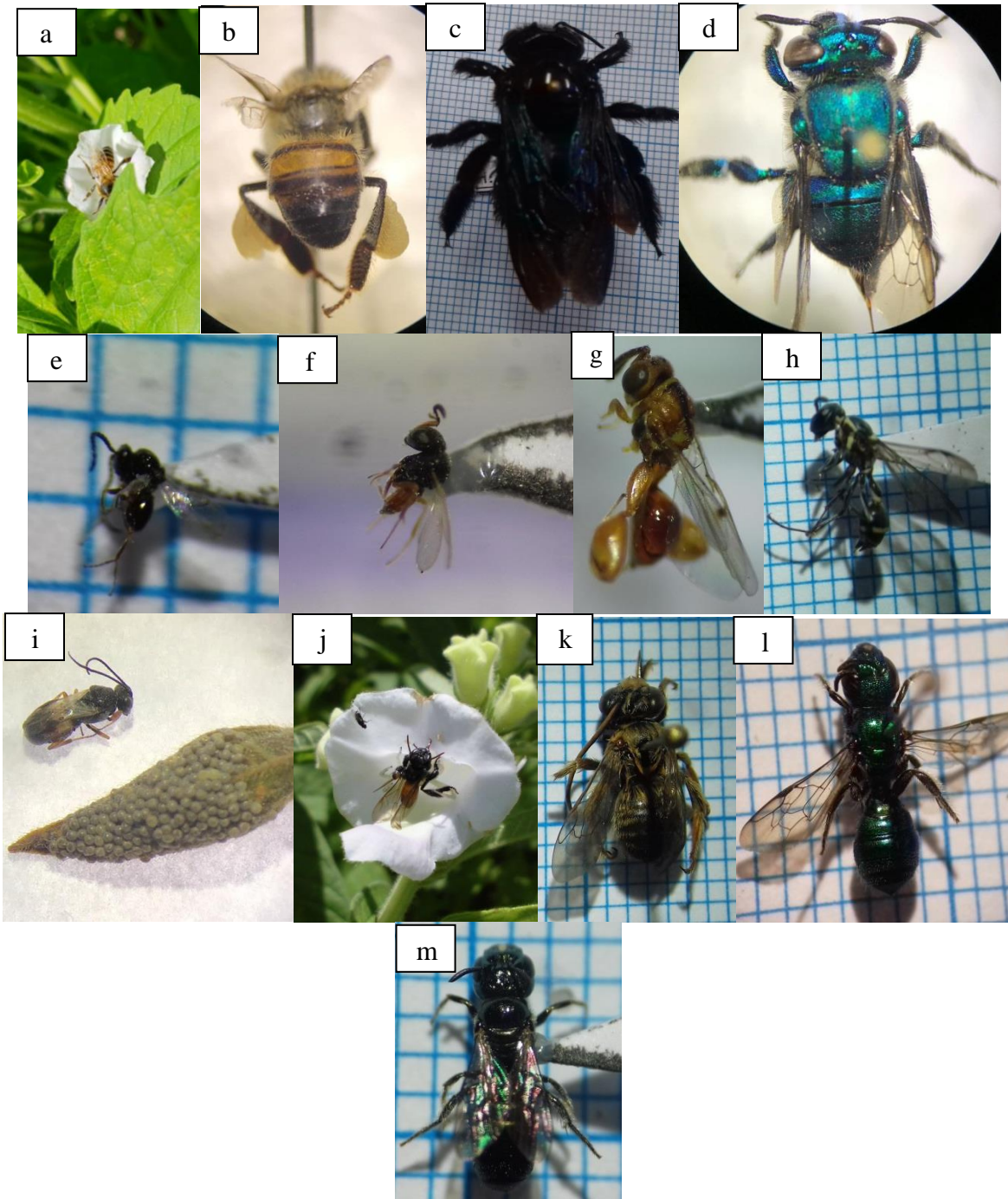


Figura A-8. Orden Hymenoptera. (a) y (b) *Apis mellifera*, (c) *Xylocopa* sp., (d) *Euglossa* sp. (Apidae), (e) Cynipidae, (f) Scelionidae, (g) Chalcididae, (h) *Polybia* sp. (Vespidae), (i) *Chelonus* s p. (Braconidae) encontrado parasitando huevos de Lepidoptera, (j) *Trigona* sp. (Apidae), (k) *Anthophora* sp. (Anthophoridae), (l) *Augochlora* sp., (m) *Lasioglossum* sp. (Halictidae).

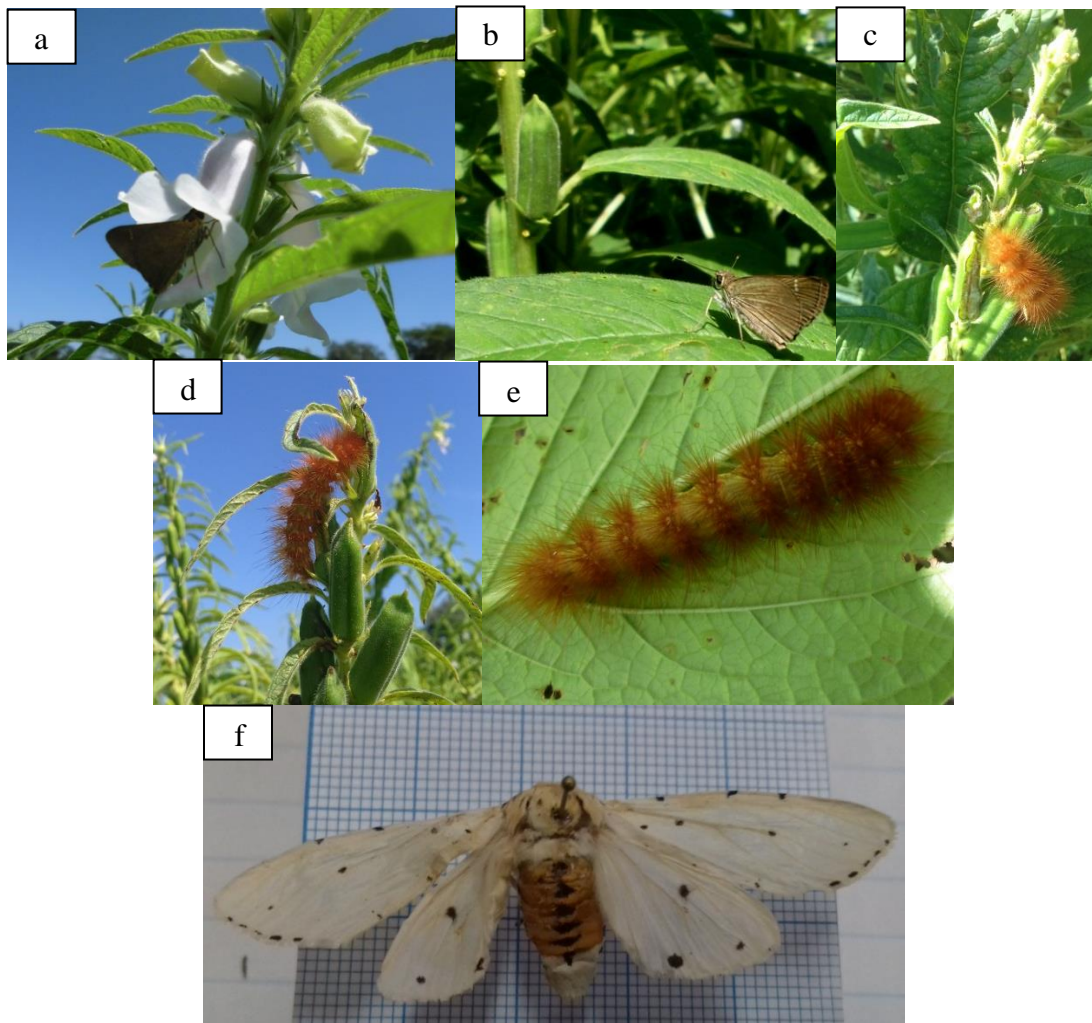


Figura A-9. Orden Lepidoptera. (a) (b) HesperIIDae, (c) larva de *Estigmene acrea* alimentándose de hojas y frutos (d) larva de *Estigmene acrea* alimentándose de capsulas (frutos), (e) larva de *Estigmene acrea*, (f) adulto de *E. acrea* criado en laboratorio.



Figura A-10. Daños a las cápsulas (fruto) del ajonjolí.

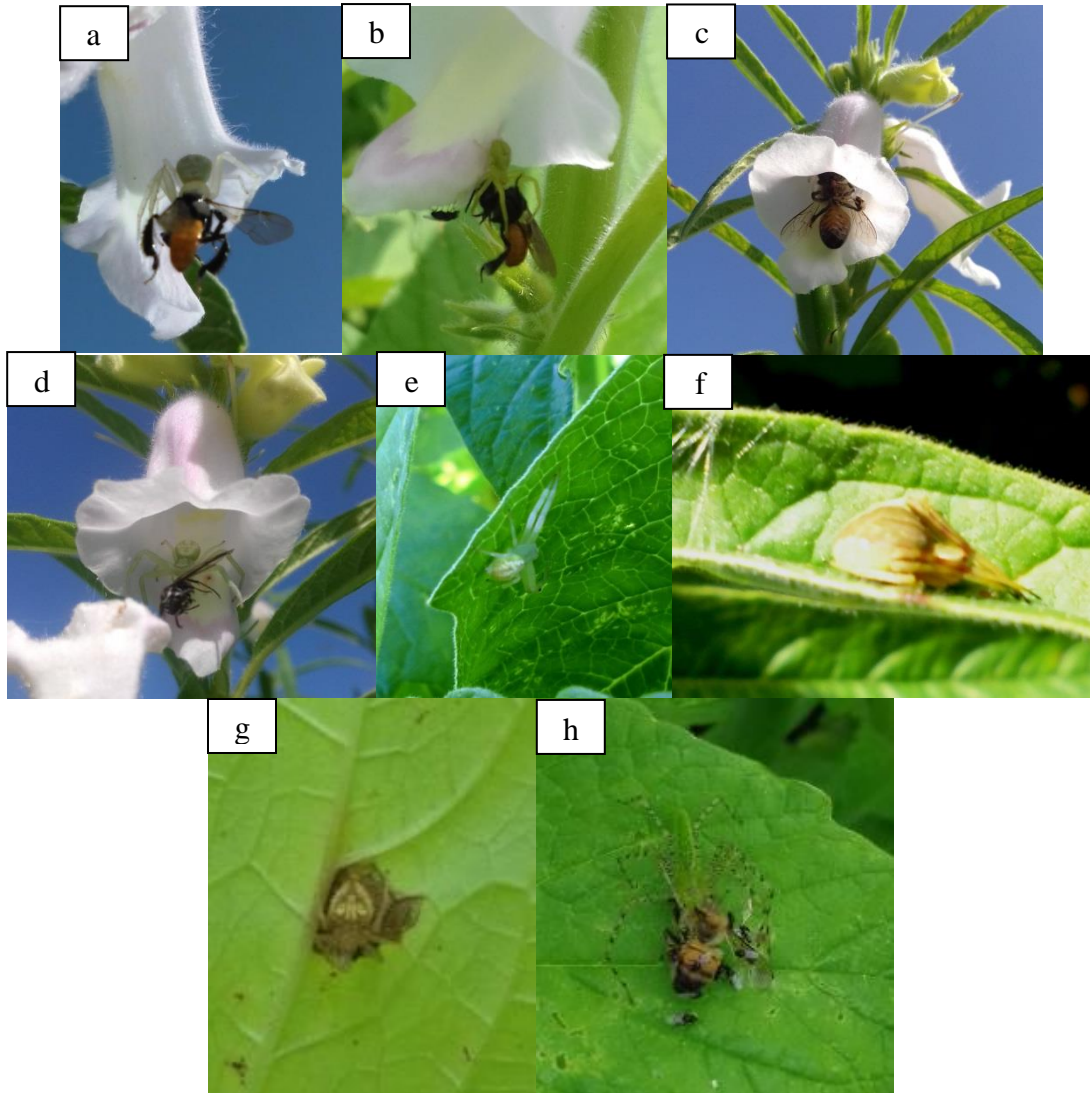


Figura A-11. Orden Araneae. (a) (b) Thomisidae de depredando a *Trigona* sp., (c) Thomisidae depredando a *Apis mellifera*, (d) Thomisidae depredando a *Polybia* sp. (e) Thomisidae, (f) Araneidae, (g) *Eriophora* sp. (Araneidae), (h) *Peucetia viridans* (Oxyopidae) depredando a *Apis mellifera*.

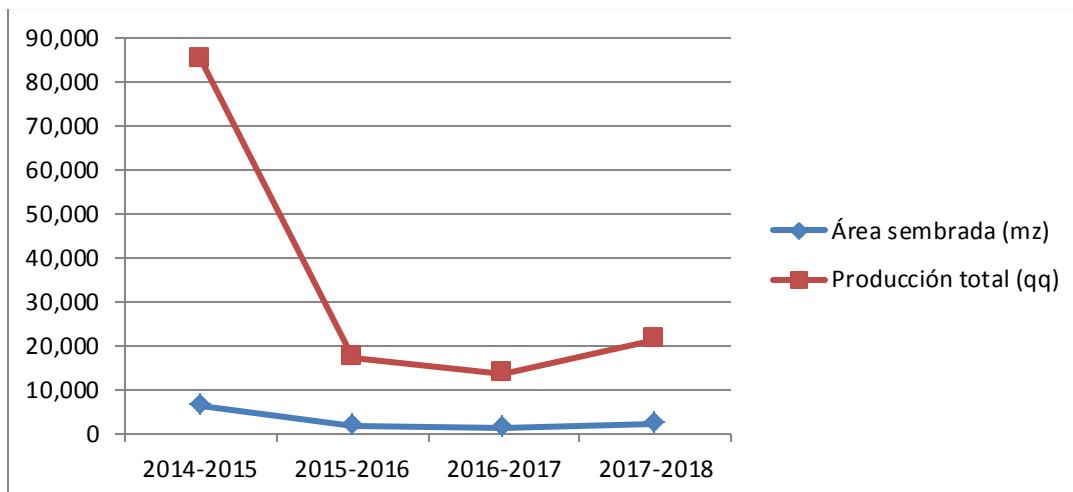


Figura A-12. Área de siembra y producción total de ajonjolí en El Salvador.