


UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMÍA
ÁREA INTEGRADA

The seal of the University of San Carlos of Guatemala is a circular emblem. It features a central shield with a blue background, depicting a figure on horseback. Above the shield is a golden crown. The shield is flanked by two golden lions. The entire emblem is surrounded by a circular border containing the Latin text "UNIVERSITAS SAN CAROLINIENSIS INTER CETERA TERRARUM CONSPICUA CAROLINA ACCADEMIA COACTEMALENSIS".

TRABAJO DE GRADUACIÓN
EVALUACIÓN DE TRES NEMATODOS ENTOMOPATÓGENOS PARA EL CONTROL BIOLÓGICO DE FUNGUS GNAT (*Bradysia impatiens*) EN EL CULTIVO DE GERBERA (*Gerbera jamesonii*) BAJO CONDICIONES DE INVERNADERO, DIAGNÓSTICO Y SERVICIOS EN LA EMPRESA MIC, S.A., EL JOCOTILLO, VILLA CANALES, GUATEMALA, C.A.

JOSÉ EDUARDO GUOZ CÚMEZ

GUATEMALA, SEPTIEMBRE DE 2019

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMÍA
ÁREA INTEGRADA

TRABAJO DE GRADUACIÓN
EVALUACIÓN DE TRES NEMATODOS ENTOMOPATÓGENOS PARA EL CONTROL BIOLÓGICO DE FUNGUS GNAT (*Bradysia impatiens*) EN EL CULTIVO DE GERBERA (*Gerbera jamesonii*) BAJO CONDICIONES DE INVERNADERO, DIAGNÓSTICO Y SERVICIOS EN LA EMPRESA MIC, S.A., EL JOCOTILLO, VILLA CANALES, GUATEMALA, C.A.

PRESENTADO A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE AGRONOMÍA DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

POR

JOSÉ EDUARDO GUOZ CÚMEZ

EN EL ACTO DE INVESTIDURA COMO

INGENIERO AGRÓNOMO

EN

SISTEMAS DE PRODUCCIÓN AGRÍCOLA

EN EL GRADO ACADÉMICO DE

LICENCIADO

GUATEMALA, SEPTIEMBRE DE 2019

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMÍA

RECTOR

ING. MURPHY OLYMPO PAIZ RECINOS

JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE AGRONOMÍA

DECANO	Ing. Agr.	MARIO ANTONIO GODÍNEZ LÓPEZ
VOCAL I	Dr.	MARVIN ROBERTO SALGUERO BARAHONA
VOCAL II	Dra.	GRICELDA LILY GUTIERREZ ALVAREZ
VOCAL III	Ing. Agr. M.A.	JORGE MARIO CABRERA MADRID
VOCAL IV	P. Agr.	MARLON ESTUARDO GONZALEZ ALVAREZ
VOCAL V	P. Agr.	MARVIN ORLANDO SICAJAU PEC
SECRETARIO	Ing. Agr.	JUAN ALBERTO HERRERA ARDÓN

GUATEMALA, SEPTIEMBRE DE 2019

Guatemala, septiembre de 2019

Honorable Junta Directiva
Honorable Tribunal Examinador
Facultad de Agronomía
Universidad de San Carlos de Guatemala

Honorables miembros:

De conformidad con las normas establecidas por la ley orgánica de la Universidad de San Carlos de Guatemala, tengo el honor de someter a vuestra consideración, el trabajo de graduación **EVALUACIÓN DE TRES NEMATODOS ENTOMOPATÓGENOS PARA EL CONTROL BIOLÓGICO DE FUNGUS GNAT (*Bradysia impatiens*) EN EL CULTIVO DE GERBERA (*Gerbera jamesonii*) BAJO CONDICIONES DE INVERNADERO, DIAGNÓSTICO Y SERVICIOS EN LA EMPRESA MIC, S.A., EL JOCOTILLO, VILLA CANALES, GUATEMALA, C.A.** como requisito previo a optar al título de Ingeniero Agrónomo en Sistemas de Producción Agrícola, en el grado académico de Licenciado.

Esperando que el mismo llene los requisitos necesarios para su aprobación, me es grato suscribirme,

Atentamente,

“ID Y ENSEÑAD A TODOS”

José Eduardo Guoz Cúmez

ACTO QUE DEDICO

A:

DIOS:

A ti, que desde antes de la creación ya estaba en tus planes, que cada mañana son nuevas tus misericordias, porque aun no siendo merecedor me has dado el privilegio de ser tu hijo. Este logro es para tu gloria.

Mis padres:

José Eusebio Guoz Esquit y Gloria Evangelina Cúmez García, porque Dios no me pudo haber dado mejores padres, son la mejor pareja que conozco y me han enseñado a que con fe, amor, esfuerzo y dedicación nada es imposible en la vida. Gracias por su amor, su apoyo y sus consejos, sin su ejemplo, este logro no hubiera sido posible. Los amo inmensamente.

Mis hermanos:

Gersson Josué y Gloria Mishell, la vida ha sido mucho mejor al lado de ustedes, ha sido una gran bendición compartir tantas cosas a su lado, los quiero y los admiro demasiado.

Mis abuelos:

Isidro Guoz, Rosa Esquit, Sebastiana García y José Cúmez (QEPD), por su cariño, sus consejos y su ejemplo de lucha y sacrificio.

Mis tíos:

Por su cariño, sus consejos y por enseñarme a luchar ante las adversidades, han sido fuente de inspiración en mi vida. Con dedicatoria especial a Ovidio Xuyá (QEPD) con quien compartimos la misma pasión por la agronomía.

Mis primos:

Por su amistad, cariño y todos esos momentos agradables que hemos pasamos juntos.

TRABAJO DE GRADUACIÓN QUE DEDICO

A:

Dios *“Porque todas las cosas vienen de Dios, y existen por él y para él. A él sea la gloria por los siglos. Amén”* (Romanos 11:36).

Guatemala, tierra bendita; principalmente a San Juan Comalapa y Patzicía, lugares donde crecí y llevo en el corazón.

Universidad de San Carlos de Guatemala, que me brindó la oportunidad de formarme profesionalmente.

Facultad de Agronomía, por inculcarme las herramientas necesarias para mi formación en las ciencias agrícolas.

Escuela Nacional Central de Agricultura, mi Alma Mater de la cual estoy orgulloso de ser egresado.

AGRADECIMIENTOS

A:

Dios, porque tú has dicho *“Yo se los planes que tengo para ustedes, planes para su bienestar y no para su mal, a fin de darles un futuro lleno de esperanza”* (Jeremias 29:11).

Mi supervisor, Ing. Agr. Pedro Peláez, por su valiosa ayuda y sus consejos durante la ejecución de mi Ejercicio Profesional Supervisado. Gracias por su cariño y amistad.

Mi asesor, Ing. Agr. Filadelfo Guevara, por el tiempo y el apoyo brindado en la realización de mi trabajo de investigación.

P. Agr. Erick González, P. Agr. Aroldo Mijangos y P. Agr. Alvaro Oscar mis amigos de promoción, por su apoyo, sus consejos y su valiosa ayuda.

Ing. Agr. Héctor Ramazzini, Ing. Agr. Wilson Pineda, y P. Contador Edwin Estupe por su confianza y darme la oportunidad de ser parte de la familia Popoyán-MICSA.

Licda. Gloria Cúmez y Licda. Berta Cúmez, mis madrinas de graduación, por su ejemplo de lucha y superación a pesar de las adversidades de la vida.

ÍNDICE DE CONTENIDO

	Página
ÍNDICE DE FIGURAS	iv
ÍNDICE DE CUADROS	ix
RESUMEN	xi
CAPÍTULO I	1
1.1. PRESENTACIÓN	2
1.2. MARCO REFERENCIAL	3
1.2.1. Ubicación de la empresa MIC, S.A.	3
1.2.2. Condiciones climáticas	3
1.2.3. Zona de vida	3
1.2.4. Misión	4
1.2.5. Visión	4
1.2.6. Valores	4
1.3. OBJETIVOS	5
1.3.1. General	5
1.3.2. Específicos	5
1.4. METODOLOGÍA	6
1.4.1. Fuentes Primarias	6
1.4.2. Fuentes Secundarias	6
1.4.3. Análisis de la información	6
1.5. RESULTADOS	7
1.5.1. Generalidades de la empresa MIC, S.A.	7
1.5.2. Estructuración de la empresa	9
1.5.3. Infraestructura	11
1.5.4. Descripción de la problemática	11
1.5.5. Análisis FODA	12
1.6. CONCLUSIONES	15
1.7. BIBLIOGRAFÍA	16
CAPÍTULO II	17

	Página
2.1. PRESENTACIÓN.....	18
2.2. MARCO CONCEPTUAL	19
2.2.1. Cultivo de <i>Gerbera jamesonii</i> L.....	19
2.2.2. Fungus gnat (<i>Bradysia impatiens</i>)	25
2.2.3. Nematodos entomopatógenos.....	30
2.2.4. <i>Steinernema carpocapsae</i> (Weiser, 1955) y <i>Steinernema feltiae</i> Filipjev	32
2.2.5. Heterorhabditis bacteriophora (Poinar, 1975).....	33
2.3. MARCO REFERENCIAL.....	35
2.3.1. Ubicación.....	35
2.3.2. Productos comerciales utilizados.....	35
2.4. OBJETIVOS	36
2.4.1. General.....	36
2.4.2. Específicos	36
2.5. HIPÓTESIS	36
2.6. METODOLOGÍA	37
2.6.1. Descripción de tratamientos	37
2.6.2. Diseño y modelo estadístico	38
2.6.3. Unidad experimental.....	38
2.6.4. Arreglo espacial de la investigación.....	39
2.6.5. Variables de respuesta	39
2.6.6. Manejo del experimento	40
2.7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	48
2.7.1. Identificación de la especie.....	48
2.7.2. Porcentaje de eficacia	50
2.7.3. Análisis población larvas/trampa	54
2.7.4. Análisis población adultos/trampa	57
2.7.5. Análisis de costos	58
2.8. CONCLUSIONES.....	60
2.9. RECOMENDACIONES	61
2.10. BIBLIOGRAFÍA	62

	Página
2.11. ANEXOS	66
2.11.1. Análisis estadísticos	66
2.11.2. Población de larvas y adultos	70
2.11.3. Base de datos de la investigación	72
2.11.4. Registro de temperatura y humedad relativa	78
CAPÍTULO III	80
3.1. PRESENTACIÓN	81
3.2. SERVICIO UNO: ASISTENCIA TÉCNICA Y CAPACITACIÓN SOBRE ENTOMOLOGÍA, TAXONOMÍA Y CONTROL BIOLÓGICO DE INSECTOS.	82
3.2.1. Objetivo	82
3.2.2. Metodología	83
3.2.3. Resultados.....	85
3.2.4. Evaluación	116
3.3. SERVICIO DOS: CONTROL DE CALIDAD DEL PARASITOIDE 01.....	119
3.3.1. Objetivos.....	119
3.3.2. Metodología	119
3.3.3. Resultados.....	127
3.3.4. Evaluación	129
3.4. BIBLIOGRAFÍA	130
3.5. ANEXOS	133
3.5.1. Lista de asistencia de capacitaciones.....	133

ÍNDICE DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Ubicación de la aldea El Jocotillo en el municipio de Villa Nueva.	3
Figura 2. Estructuración de la empresa MIC, S.A.	9
Figura 3. Camas de 0.6 m a 0.7 m con dos hileras de plantas para la siembra del cultivo de gerbera.	22
Figura 4. Ciclo biológico de fungus gnat (<i>Bradysia impatiens</i>).	26
Figura 5. Trampa amarilla con adhesivo con adultos de fungus gnat; acercamiento de un adulto en la trampa (esquina superior derecha).	29
Figura 6. Ciclo biológico de los nematodos del género <i>Steinernema</i> y <i>Heterorhabditis</i>	31
Figura 7. Unidad experimental utilizada en la investigación (jaula entomológica con nueve plantas de <i>Gerbera jamesonii</i>).	38
Figura 8. Distribución de unidades experimentales dentro del invernadero número 22 de MIC, S.A. de acuerdo al croquis de campo.	39
Figura 9. Infestación de pupas de <i>Bradysia impatiens</i> colocando cinco pupas por maceta.	41
Figura 10. A) colocación de trampas de papa en las macetas; B) disposición de trampas amarillas con adhesivo; C) conteo de larvas de <i>B. impatiens</i> en trampas de papa; D) conteo de adultos de <i>B. impatiens</i> en trampas amarillas.	42
Figura 11. A) Productos empleados para la evaluación; B) Preparación de la solución para la aplicación de CAPSANEM; C) Preparación de la solución para la aplicación de ENTONEM; D) Preparación de la solución para la aplicación de LARVANEM.	44
Figura 12. Aplicación de los tratamientos utilizando una probeta de 100 ml de capacidad.	46
Figura 13. Termohigrómetro para la toma de temperatura y humedad relativa.	46
Figura 14. Hoja de identificación de la especie <i>Bradysia impatiens</i> (primera página).	48

Figura 15. Hoja de identificación de la especie <i>Bradysia impatiens</i> (segunda página).....	49
Figura 16. Porcentaje de eficacia promedio para los distintos tratamientos (error estándar de cada tratamiento: T10=6.4, T4=6.13, T9=6.30, T7=7.19, T3=5.67, T6=5.70, T8=5.57, T5=5.85 y T2=5.50), literales asignadas en base al análisis de comparación de medias.	51
Figura 17. Porcentaje de eficacia promedio para los distintos tratamientos en función de las semanas de evaluación (error estándar de cada semana: 39=5.49, 41=4.91, 42=5.42, 40=5.30, 43=4.96, 38=5.55 y 44=4.10), literales asignadas en base al análisis de comparación de medias.....	52
Figura 18. Comportamiento de la población de larvas/trampa para los tratamientos 1, 4, 7, 9 y 10 durante un período de siete semanas (línea de corte = umbral económico, 0.55 larvas/m ²).	54
Figura 19. Comportamiento de la población de larvas/trampa para los tratamientos 1, 2, 3, 5, 6 y 8 durante un período de siete semanas (línea de corte = umbral económico, 0.55 larvas/m ²).....	55
Figura 20. Comportamiento de la población de adultos/trampa para los tratamientos evaluados durante un período de siete semanas.	57
Figura 21A. Número promedio de larvas/trampa para los distintos tratamientos (error estándar de cada tratamiento: T1=0.89, T2=0.74, T8=0.82, T5=0.74, T6=0.75, T3=0.74, T7=0.83, T10=0.91, T9=0.71 y T4=0.66), literales asignadas en base al análisis de comparación de medias.....	67
Figura 22A. Número promedio de larvas/trampa en función de las semanas de evaluación (error estándar de cada semana:37=0.53, 44=0.52, 43=0.55, 42=0.35, 41=0.25, 40=0.19, 38=0.15 y 39=0.22), literales asignadas en base al análisis de comparación de medias.....	67

Página

Figura 23A. Número promedio de adultos/trampa para los distintos tratamientos (error estándar de cada tratamiento: T1=0.84, T5=0.91, T2=1.10, T6=1.13, T8=0.85, T3=0.38, T7=0.73, T9=0.60, T10=0.65 y T4=0.62), literales asignadas en base al análisis de comparación de medias.....	68
Figura 24A. Número promedio de adultos/trampa en función de las semanas de evaluación (error estándar de cada semana:37=1.10, 44=0.88, 43=0.75, 41=0.40, 38=0.35, 42=0.20, 40=0.23 y 39=0.41), literales asignadas en base al análisis de comparación de medias.....	69
Figura 25A. Gráfica de la población de larvas/trampa durante la investigación de la semana 37 a la 44 del año 2018.....	70
Figura 26A. Gráfica de la población de adultos/trampa durante la investigación de la semana 37 a la 44 del año 2018.....	71
Figura 27A. Registro de temperatura (°C) y humedad relativa (%) durante los meses de agosto a octubre de 2018, haciendo uso del termohigrómetro EXTECH modelo SD500.....	79
Figura 28. Cabeza, tórax y abdomen de los insectos.....	86
Figura 29. Partes que conforman a los insectos.....	87
Figura 30. Insecto como depredador.....	88
Figura 31. Insectos como alimento humano.....	88
Figura 32. Gusano produciendo seda.....	88
Figura 33. Partes de la cabeza del insecto (vista frontal).....	90
Figura 34. Partes de la cabeza del insecto (vista lateral).....	90
Figura 35. Partes bucales del insecto.....	90
Figura 36. Formas de antenas: a) filiforme, b) moniliforme, c) clavada, d) serrada, e) setiforme, f) pectinada, g) flabeladas, h) aristada, i) lamelada, j) plumosa, k) geniculada.....	91
Figura 37. Estructura del tórax de un insecto.....	93
Figura 38. Modificaciones que adaptaron las patas de los insectos.....	94
Figura 39. Modificaciones de alas en insectos.....	95
Figura 40. Abdomen de un insecto (vista lateral).....	96

Página

Figura 41. Sistema reproductor femenino (izquierda) y masculino (derecha) en insectos.	96
Figura 42. Exocutícula en un insecto.	97
Figura 43. Partes del exoesqueleto en los insectos.	98
Figura 44. Metamorfosis ametabola en Thysanura.	99
Figura 45. Metamorfosis paurometábola en chinches.	99
Figura 46. Metamorfosis hemimetábola en libélulas.	100
Figura 47. Metamorfosis completa en escarabajos.	100
Figura 48. Aparatos bucales de insectos, de izquierda a derecha: aparato bucal picador-chupador, lamedor y chupador-esponjoso.....	102
Figura 49. Aparatos bucales de insectos, de izquierda a derecha: masticador-lamedor, cortador-lamedor y raspador-chupador.	103
Figura 50. Anatomía interna en un insecto: 1) respiratorio, 2) nervioso, 3) digestivo, 4) circulatorio, 5) excretor, 6) reproductivo.	107
Figura 51. Capacitación sobre entomología al personal de trabajo de MICSA.	114
Figura 52. Capacitación sobre taxonomía de insectos al personal de trabajo de MICSA.	114
Figura 53. Capacitación sobre taxonomía de insectos al personal de trabajo de MICSA.	115
Figura 54. Capacitación sobre taxonomía de insectos al personal de trabajo de MICSA.	115
Figura 55. Punteos del personal de trabajo de MICSA antes de capacitación (ADC) y después de capacitación (DDC) en los temas de entomología y taxonomía de insectos.	116
Figura 56. Punteos del personal de trabajo de MICSA luego del repaso general sobre entomología y taxonomía de insectos.	117
Figura 57. Punteos del personal de trabajo de MICSA antes de capacitación (ADC) y después de capacitación (DDC) en el tema de control de calidad.	118
Figura 58. Punteos del personal de trabajo MICSA luego de la evaluación final.	118

	Página
Figura 59. Esquema de la estructura a utilizar para determinar la capacidad de vuelo del parasitoide 01.....	120
Figura 60. Rectángulo de papel cartulina con franja de adhesivo para la construcción de la estructura.....	121
Figura 61. Disco de duroport cubierta con papel cartulina para la construcción de la estructura.....	122
Figura 62. Muestras de huevo a los 0, 7 y 14 días de almacenado (se observan en viales en la parte inferior de la fotografía) y los tubos de ensayo con 100 huevos parasitados con tres repeticiones.....	123
Figura 63. Construcción de la estructura para capacidad de vuelo.....	123
Figura 64. Tubo de ensayo con 100 huevos parasitados dentro de la estructura para determinar la capacidad de vuelo.....	124
Figura 65. Estructura final para determinar la capacidad de vuelo del parasitoide uno.	125
Figura 66. Porcentaje de parasitoides voladores luego de 0, 7 y 14 días de almacenados los huevos durante los meses de abril a octubre de 2018.	127
Figura 67. Porcentaje de parasitoides no voladores luego de 0, 7 y 14 días de almacenados los huevos durante los meses de abril a octubre de 2018.	128
Figura 68. Porcentaje de parasitoides caminadores luego de 0, 7 y 14 días de almacenados los huevos durante los meses de abril a octubre de 2018.	128
Figura 69A. Lista de asistencia para la capacitación sobre entomología de insectos.	133
Figura 70A. Lista de asistencia para la capacitación sobre taxonomía de insectos.	134
Figura 71A. Lista de asistencia para la capacitación sobre control biológico de insectos.	135

ÍNDICE DE CUADROS

	Página
Cuadro 1. Nombre comercial y científico de los depredadores comercializados por MIC, S.A.	7
Cuadro 2. Nombre comercial y científico de los parasitoides comercializados por MIC, S.A.	7
Cuadro 3. Nombre comercial y científico de los plaguicidas microbianos comercializados por MIC, S.A.	8
Cuadro 4. Nombre comercial y científico de polinizadores comercializados por MIC, S.A.	8
Cuadro 5. Principales hospederos producidos por MIC, S.A.	8
Cuadro 6. Análisis FODA de la empresa MIC, S.A.	13
Cuadro 7. Nutrientes para utilizarse en el cultivo de gerbera (<i>Gerbera jamesonii</i>).	22
Cuadro 8. Período de desarrollo y ciclo biológico de <i>Bradysia impatiens</i> a 23±1 °C.	28
Cuadro 9. Descripción de los tratamientos de la investigación: especie de nematodo entomopatógeno, producto comercial y dosis a utilizar.	37
Cuadro 10. Porcentaje de eficacia promedio de los nematodos <i>Steinernema carpocapsae</i> , <i>Steinernema feltiae</i> y <i>Heterorhabditis bacteriophora</i> a las dosis evaluadas (250,000 JI/m ² , 500,000 JI/m ² y 1,000,000 JI/m ²) durante un período de siete semanas (semana 38 a la 44 del año 2018).	50
Cuadro 11. Precio de productos CAPSANEM, ENTONEM y LARVANEM utilizados en la investigación.	58
Cuadro 12. Costo de productos evaluados, porcentaje de eficacia promedio y tiempo de control.	58
Cuadro 13A. Análisis estadístico para la variable respuesta porcentaje de eficacia haciendo uso de los modelos lineales generales y mixtos del programa Infostat.	66
Cuadro 14A. Análisis estadístico para la variable de respuesta larvas/trampa haciendo uso de los modelos lineales, generales y mixtos utilizando el programa Infostat.	66

Página

Cuadro 15A. Análisis estadístico para la variable respuesta adultos/trampa haciendo uso de los modelos lineales, generales y mixtos del programa Infostat.	68
Cuadro 16A. Número de larvas/trampa promedio durante las semanas de evaluación (semana 37 a la 44 del año 2018).	70
Cuadro 17A. Número de adultos/trampa promedio durante las semanas de evaluación (semana 37 a la 44 del año 2018).	71
Cuadro 18A. Base de datos durante la semana 37 a la 44 del año 2018 para la prueba de eficacia de nematodos entomopatógenos.	72
Cuadro 19A. Temperatura (°C) y humedad relativa (%) promedio, máxima y mínima durante la investigación (del mes de agosto a octubre de 2018).	78
Cuadro 20. Cronograma de actividades para las capacitaciones y evaluaciones impartidas.	84
Cuadro 21. Clasificación taxonómica de los insectos.	107
Cuadro 22. Clases del Filum Arthropoda.	108
Cuadro 23. Principales ordenes de la clase Insecta.	109
Cuadro 24. Descripción de materiales a utilizar.	119
Cuadro 25. Cronograma de actividades para la prueba de capacidad de vuelo del parasitoide 01.	125

RESUMEN

El presente documento se compone de tres capítulos: diagnóstico, la investigación y los servicios profesionales, como parte del Ejercicio Profesional Supervisado (EPS) llevado a cabo en la empresa MIC, Sociedad Anónima ubicada en la Aldea El Jocotillo, Villa Canales, Guatemala, C.A durante los meses de febrero a noviembre de 2018.

El diagnóstico se enfocó en realizar un análisis global de la empresa, la cual se dedica a la producción y comercialización de organismos y microorganismos destinados al control biológico. Para la elaboración del diagnóstico se realizaron entrevistas al personal de la empresa, se realizaron recorridos a las áreas y se recolectó información en fuentes secundarias. Se determinó la problemática a través de un análisis fortalezas, oportunidades, debilidades y amenazas (FODA), identificando los problemas principales para seleccionar el proyecto de investigación y los servicios a ejecutar.

En base al diagnóstico se realizó la “Evaluación de tres nematodos entomopatógenos para el control biológico de fungus gnat (*Bradysia impatiens*) en el cultivo de gerbera (*Gerbera jamesonii*) bajo condiciones de invernadero”, cuyo objetivo principal fue determinar el porcentaje de eficacia de los nematodos *Steinernema carpocapsae*, *Steinernema feltiae* y *Heterorhabditis bacteriophora* a tres diferentes dosis, 250,000, 500,000 y 1,000,000 JI/m². Se obtuvo como resultado que las especies de nematodos entomopatógenos evaluadas contribuyeron con el control biológico de fungus gnat (*Bradysia impatiens*) en el cultivo de gerbera (*Gerbera jamesonii*) bajo las condiciones del ensayo.

Se realizaron dos servicios, el primero consistió en brindar asesoría y capacitación técnica al personal de trabajo sobre entomología, taxonomía y control biológico de insectos, se elaboró una guía sobre los temas tratados para que el personal de trabajo pueda hacer uso de ella. El segundo servicio fue la realización del control de calidad del parasitoide uno durante un período de siete meses (abril a octubre de 2018), como resultado se obtuvieron datos mensuales del porcentaje de parasitoides voladores, no voladores y caminadores.

CAPÍTULO I
DIAGNÓSTICO DE LA EMPRESA MIC, SOCIEDAD ANÓNIMA, ALDEA EL
JOCOTILLO, VILLA CANALES, GUATEMALA, C.A.

1.1. PRESENTACIÓN

La empresa MIC, Sociedad Anónima (MICSA) se encuentra ubicada en la aldea el Jocotillo, Villa Canales y se dedica a desarrollar, asesorar y comercializar sistemas de manejo integrado de plagas que sea sostenible con el ambiente y favorecer de esa forma al desarrollo regional del país. MICSA, se encuentra dividida de forma global en tres secciones: estrategia, operación y logística; cada una de ellas con funciones específicas que ayudan al cumplimiento de metas y objetivos.

Los productos que se comercializan son artrópodos benéficos, plaguicidas microbianos y otros productos afines al manejo integrado de plagas. Entre los principales productos comercializados por MICSA se encuentran organismos depredadores (CRISLAP, THRIPOR-I, CRYPTONILLA), parasitoides (ERCAL, CITRIGARD, APhi-P), plaguicidas microbianos (RIKODERNA 8 WP, BOVETROL 8 WP, BIORRIZIUM 8 WP) y polinizadores (NATUPOL).

Dentro de la problemática directa se encuentran la falta de realizar pruebas en campo y laboratorio sobre plagas de importancia económica, la necesidad de estandarizar procesos de control de calidad en líneas nuevas de producción, la falta continua de energía eléctrica y la presencia de roedores que afectan algunas áreas de la finca. Los problemas indirectos destacan la costosa obtención de insumos para los procesos productivos, necesidad de actualizar protocolos para el manejo de algunos residuos, la necesidad de capacitación del personal operativo en temas como biología y entomología.

1.2. MARCO REFERENCIAL

1.2.1. Ubicación de la empresa MIC, S.A.

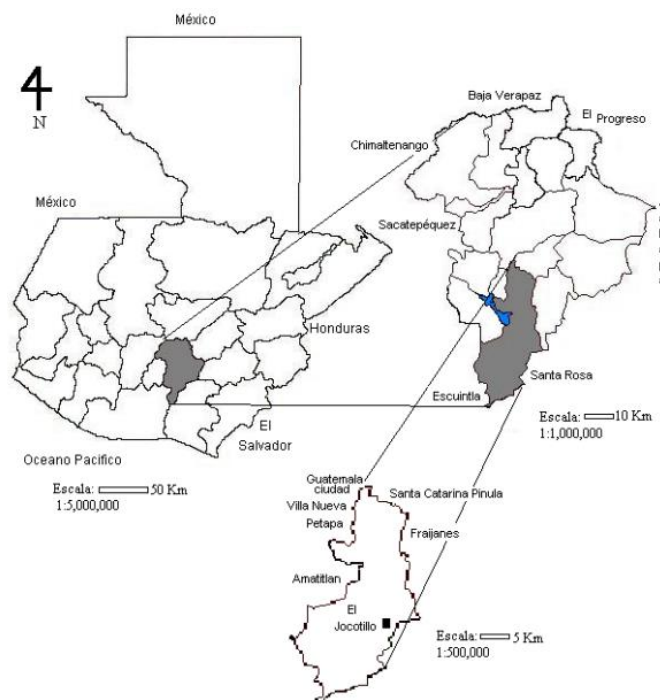
La empresa MIC, Sociedad Anónima se encuentra localizada dentro de la finca Pegón Piloncito en la aldea El Jocotillo, Villa Canales, del departamento de Guatemala. La empresa se ubica a 38 km de la cabecera municipal y a 48.5 km de distancia de la ciudad capital.

1.2.2. Condiciones climáticas

Las temperaturas oscilan entre los 22 °C a 27 °C, con temperaturas máximas de 36 °C y las mínimas de 20 °C, con una precipitación anual promedio de 1,200 mm a una altura de 1,077 m s.n.m. (Hernández, 2004; Cabrera, 2017).

1.2.3. Zona de vida

De la Cruz (1982) en su estudio sobre la clasificación de zonas de vida de Guatemala, clasifica a la aldea El Jocotillo dentro de la zona Bosque Húmedo Subtropical Templado (bh-S(t)).



Fuente: Sandoval, 2005.

Figura 1. Ubicación de la aldea El Jocotillo en el municipio de Villa Nueva.

1.2.4. Misión

Somos una empresa especializada en desarrollar, asesorar y comercializar sistemas sostenibles de manejo integrado de plagas, comprometidas con la agricultura regional, el desarrollo de nuestro equipo de trabajo, nuestros clientes y accionistas.

1.2.5. Visión

Ser la mejor opción en el desarrollo, asesoramiento y comercialización de sistemas sostenibles de manejo integrado de plagas para la agricultura regional.

1.2.6. Valores

Servicio: promoviendo un servicio mutuo entre clientes, proveedores, accionistas y equipos de trabajo.

- **Compromiso:** con la calidad, el servicio y la sostenibilidad.
- **Innovación:** Soluciones nuevas y distintas ante situaciones cotidianas.
- **Ética:** prácticas profesionales alineadas con principios inmutables.
- **Liderazgo:** generando soluciones innovadoras y sostenibles para los problemas del sector agrícola regional.
- **Excelencia:** ser los mejores en lo que hacemos.

1.3.OBJETIVOS

1.3.1. General

Conocer la situación actual de la empresa MIC, Sociedad Anónima.

1.3.2. Específicos

1. Conocer las principales actividades que se llevan a cabo dentro de la empresa MIC, S.A.
2. Identificar la problemática principal dentro de la empresa MIC, S.A.
3. Priorizar los principales problemas y desarrollar un plan de trabajo.

1.4. METODOLOGÍA

1.4.1. Fuentes primarias

A. Reunión con el personal de la empresa

La reunión se llevó a cabo el primer día de ingresar a la empresa y fue organizada por el Jefe de Producción de la empresa en la cual se platicó sobre aspectos generales de la empresa y la planificación de el plan de trabajo a realizar durante el período de práctica. Además, se conocieron a cada una de las personas que laboran dentro de la empresa, así como su rol dentro de la misma.

B. Recorrido por las instalaciones

Esta actividad se llevó a cabo recorriendo cada una de las áreas de la empresa y observar cada una de las actividades que se realizan.

C. Entrevistas

Dichas entrevistas fueron llevadas a cabo al personal de la empresa como técnicos o asistentes, haciendo preguntas sobre el funcionamiento de su área de trabajo, así como los principales problemas y/o limitaciones que afrontan para la realización de su labor.

1.4.2. Fuentes secundarias

Se realizó la consulta de diferentes documentos, fichas técnicas, libros, informes técnicos y algunas otras fuentes electrónicas.

1.4.3. Análisis de la información

Con la información obtenida se analizó cada uno de los problemas encontrados dentro de la empresa y se seleccionaron los problemas principales para luego elaborar un plan de servicios y un proyecto de investigación.

1.5. RESULTADOS

1.5.1. Generalidades de la empresa MIC, S.A.

Es una empresa importadora, fabricante, productora, formuladora, envasadora y exportadora de sustancia afines a plaguicidas, artrópodos (depredadores y parasitoides), plaguicidas microbianos y bioquímicos. Los productos importados y producidos localmente se dividen en:

1.5.1.1. Depredadores

Cuadro 1. Nombre comercial y científico de los depredadores comercializados por MIC, S.A.

Nombre comercial	Nombre científico
CRISLAP	<i>Chrysoperla carnea</i>
THRIPOR-I	<i>Oriusinsidiosus</i>
CRYPTONILLA	<i>Cryptolaemus montrouzieri</i>
SPICAL	<i>Neoseiulus californicus</i>
SPIDEX	<i>Phytoseiulus persimilis</i>
LIMONICA	<i>Amblydromalus limonicus</i>

1.5.1.2. Parasitoides

Cuadro 2. Nombre comercial y científico de los parasitoides comercializados por MIC, S.A.

Nombre comercial	Nombre científico
ERCAL	<i>Eretmocerus eremicus</i>
CITRIGARD	<i>Tamarixia radiata</i>
LE-THRICO	<i>Trichogramma exiguum</i>
TAMAPAPA	<i>Tamarixia triozae</i>
APHI-P	<i>Aphidius colemani</i>

1.5.1.3. Plaguicidas microbianos

Cuadro 3. Nombre comercial y científico de los plaguicidas microbianos comercializados por MIC, S.A.

Nombre comercial	Nombre científico
RIKODERNA 8 WP	<i>Trichoderma harzianum</i>
BOVETROL 8 WP	<i>Beauveria bassiana</i>
BIORRIZIUM 8 WP	<i>Metarhizium anisopliae</i>
FAISENONEMA 8 WP	<i>Paecilomyces lilacinus</i>
LECATROL 8 WP	<i>Lecanicillium lecanii</i>
BARRENEM	<i>Heterorhabditis bacteriophora</i> <i>Steinernema carpocapsae</i>
BM-SUB 10 EC	<i>Bacillus subtilis</i>
BM-PUM 10 EC	<i>Bacillus pumilus</i>
BM-THUR 10 EC	<i>Bacillus thuringiensis</i>

1.5.1.4. Polinizadores

Cuadro 4. Nombre comercial y científico de polinizadores comercializados por MIC, S.A.

Nombre comercial	Nombre científico
NATUPOL	<i>Bombus impatiens</i>

1.5.1.5. Hospederos

Cuadro 5. Principales hospederos producidos por MIC, S.A.

Nombre común	Nombre científico
Pulgones	<i>Myzus persicae</i>
Lepidópteros	<i>Galleria mellonella</i>
Cochinillas	<i>Pseudococcus longispinus</i>

1.5.2. Estructuración de la empresa

En la figura 2 se muestran los procesos que se llevan a cabo en MIC, S.A. además, de la estructuración de la empresa, los cuales se dividen de forma general en tres secciones:

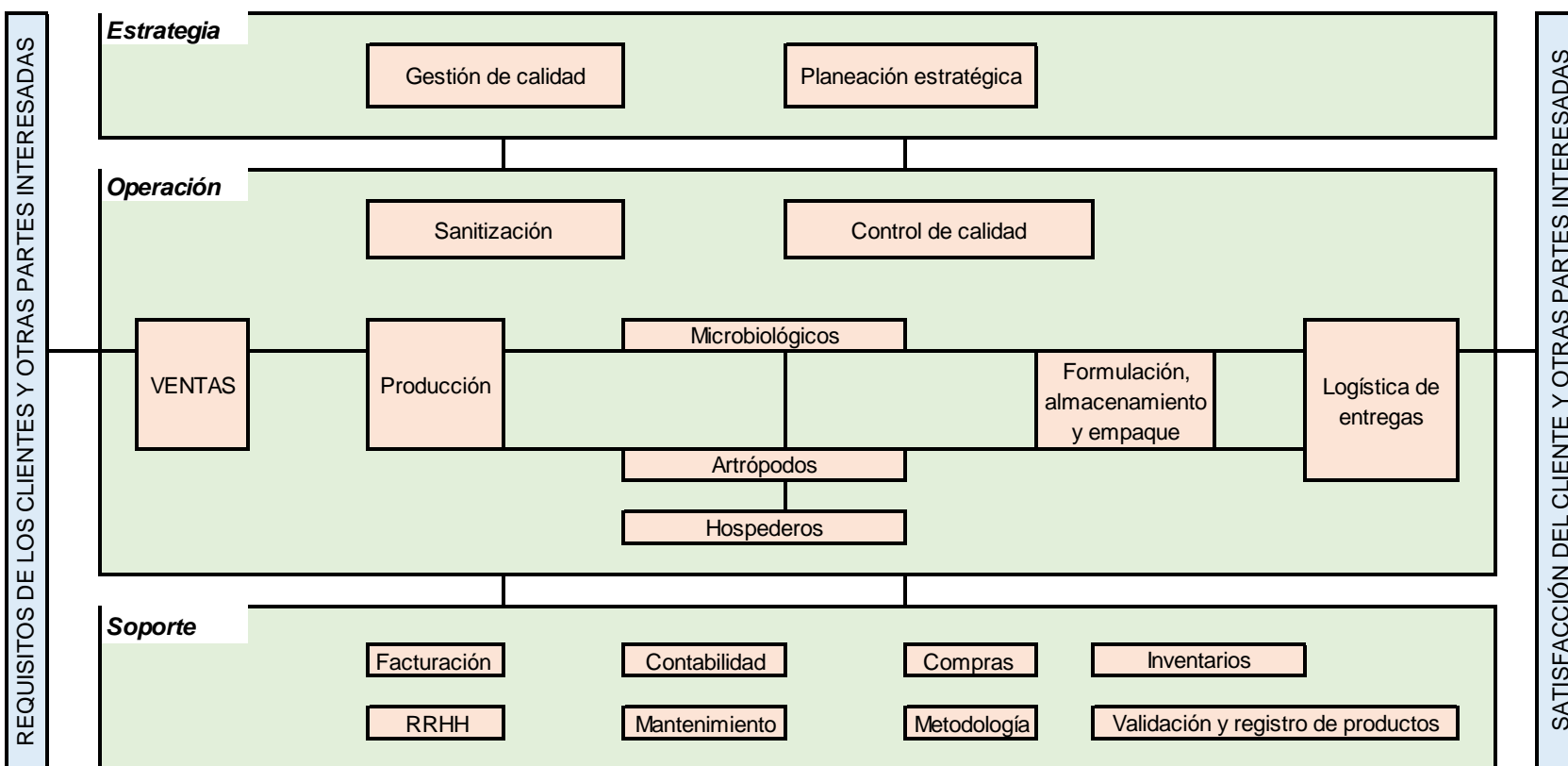


Figura 2. Estructuración de la empresa MIC, S.A.

1.5.2.1. Estrategia

Es todo aquel proceso de organización e implementación de metas, objetivos y mecanismos, con el fin de darle rumbo y dirección a la empresa para lograr alcanzar las metas fijadas. En esta división también se encuentra la gestión de calidad, dedicada a asegurar que el producto elaborado cuente con la garantía necesaria para que el cliente quede satisfecho.

1.5.2.2. Operación

Esta sección incluye tres fases principales, el proceso de ventas, el proceso productivo y la logística de entrega. La fase de ventas se encarga de la logística para encontrar al o los clientes necesarios para la comercialización del producto. La fase de producción se encuentra dividida en tres partes, la producción de organismos microbiológicos, la producción de artrópodos y la producción de hospederos. Todo el proceso productivo de los productos es de carácter confidencial para la empresa ya que MIC, S.A. es una de las únicas empresas dedicadas a la fabricación y comercialización de artrópodos y organismos microbiológicos no solo en Guatemala sino a nivel Centro Americano.

Luego de la producción se pasa a la formulación, almacenamiento y al empaque de los productos, posteriormente se gestiona la logística de entrega hacia los clientes. Es de tomar en cuenta que en cada uno de los procesos se realizan prácticas de sanitización y control de calidad de la producción, dichas prácticas se realizar con el fin de asegurar que el producto elaborado cuente con las condiciones óptimas para ser utilizado y con ello asegurar una buena aceptación por el cliente.

1.5.2.3. Soporte

Esta sección incluye varios factores que son imprescindibles para el funcionamiento de la empresa y es llevado a cabo por una empresa especializada en la prestación de servicios financieros, administrativos y de estrategia y cuenta con distintas áreas en los que destacan recursos humanos, contabilidad, inventarios, facturación, compras,

mantenimiento, entre otros, que son necesarias para que el rumbo de la empresa vaya de acuerdo a sus objetivos.

1.5.3. Infraestructura

1.5.3.1. CENEM

Es el Centro de Excelencia Microbiano que comenzó con sus funciones en el año 2017 por la empresa POPOYÁN y USAID, con una inversión de U.S.\$ 6 millones, con el objetivo de mejorar las prácticas agrícolas del altiplano del país. El CENEM es una biofábrica destinada a la producción de microorganismos (Pérez, 2017).

1.5.3.2. Invernaderos

En ellos se desarrolla el proceso de producción de artrópodos y hospederos, que son de carácter confidencial para la empresa. Actualmente se cuenta con tres invernaderos el número 15, 20 y 21.

1.5.4. Descripción de la problemática

1.5.4.1. Directos

Los problemas más importantes y que afectan de forma directa a la empresa son principalmente la necesidad de seguir realizando pruebas a nivel de campo y laboratorio sobre distintas plagas de importancia económica (pulgones, cochinillas, mosca blanca, trips, fungus gnat y otros) para determinar el efecto de los productos y de esa forma ampliar la gama de control, general conclusiones y recomendaciones sobre la aplicación de los mismos en campo.

El control de calidad en la producción de artrópodos y microorganismos es otra problemática que se encuentra para los productos nuevos próximos a lanzar al mercado, debido a la necesidad de validar protocolos para evaluar los mismos y así asegurar que el producto tenga estándares de calidad. La falta continua de energía eléctrica es otro problema en la producción afectando en algunos procesos principalmente en áreas de laboratorio y por consiguiente creando espacios muertos que afectan el proceso productivo.

Un último problema es la presencia de roedores que atacan a algunas áreas dentro de la finca, lo cual es un riesgo en la producción y puede generar pérdidas para la empresa.

1.5.4.2. Indirectos

Se detectaron una serie de problemas comenzando con la obtención de insumos, debido a que MIC, S.A. es una empresa única en Guatemala la obtención de los mismos es difícil debido al tipo de trabajo y los procesos de producción realizados, el mercado proveedor de insumos no permiten la realización de diversas metodologías de trabajo debido a la alta inversión que se debe realizar. El manejo de residuos es otro problema que se encuentra dentro de la empresa, ya que se necesita mejorar los protocolos para el adecuado tratamiento de algunos residuos de la producción. Por último, la necesidad de capacitación del personal que labora en la empresa para actualizar conocimientos sobre temas como biología general, entomología, entre otros.

1.5.5. Análisis FODA

Dentro de las fortalezas de la empresa destacan, la ventaja de ser una de las únicas empresas en Guatemala dedicadas a la producción y comercialización de productos biológico. Otro aspecto de importancia son las instalaciones con que cuenta la empresa, que permiten facilitar los procesos productivos y además asegurar un buen control de la calidad de producción.

Las oportunidades que se observaron en la empresa destacan, la posibilidad de expandir el mercado a países de Centroamérica y Latinoamérica, con ello se tendrá la oportunidad de realizar diversas pruebas en plagas de importancia económica e investigar distintos organismos y microorganismos benéficos que puedan surgir.

Las debilidades de mayor importancia en la empresa se encuentran el poco conocimiento del personal de trabajo sobre temas de entomología y taxonomía de insectos, microorganismos benéficos y control biológico; es necesario también mejorar y actualizar los protocolos de manejo de residuos en los procesos productivos de la empresa y la poca

disponibilidad de insumos para la producción de los organismos y microorganismo que en ocasiones es necesario importarlos de otros países son las debilidades más importantes.

Se detectaron dos amenazas de importancia para la empresa: la primera se refiere al conflicto con cambiar al uso de productos biológicos en la agricultura, debido a que la mayoría de personas se inclinan más hacia el uso de agroquímicos; y la segunda amenaza puede ser la posible aparición de otra empresa que brinde productos similares y a menor precio en el mercado.

Cuadro 6. Análisis FODA de la empresa MIC, S.A.

Fortalezas	Oportunidades
<ul style="list-style-type: none"> ➤ Es una empresa única en Guatemala dedicada a la producción de plaguicidas, artrópodos (depredadores y parasitoides), plaguicidas microbianos y bioquímicos, enfocados al control biológico. ➤ MIC, S.A. cuenta con instalaciones de punta a nivel Centroamericano con tecnologías procedentes de países pioneros en la agricultura como lo son Estados Unidos, Holanda e Israel. ➤ Cuenta con productos en pro de la conservación y el manejo sostenible de los recursos naturales. 	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Expandir el horizonte de producción hacia otros países centroamericanos y a nivel latinoamericano. ➤ Posibilidad de realizar investigación sobre distintas plagas y enfermedades evaluando los distintos productos producidos por MIC, S.A. para ampliar la gama de control. ➤ Posibilidad de producir nuevos productos para ser usados como controladores biológicos.

Debilidades	Amenazas
<ul style="list-style-type: none"> ➤ Poca disponibilidad de insumos necesarios para la producción. ➤ Necesidad de mejorar protocolos para el manejo de los residuos que se desechan en la producción. ➤ Desactualización del personal operativo dentro de la empresa sobre temas como biología y entomología. 	<ul style="list-style-type: none"> ➤ En la actualidad existe conflicto con cambiar hacia el uso de productos biológicos, inclinándose más hacia los químicos. ➤ Aparecimiento de otra empresa que brinde productos similares y a menor precio.

1.6. CONCLUSIONES

1. Dentro de las principales actividades de MIC, S.A. destaca el desarrollar, asesorar y comercializar sistemas sostenibles de manejo integrado de plagas, siendo los productos elaborados: artrópodos (depredadores y parasitoides), plaguicidas microbianos; importados y elaborados localmente.
2. La estructuración de la empresa se encuentra dividida de forma global en tres secciones: la estrategia, la operación y la logística, para lograr las metas y objetivos de la empresa.
3. Los problemas directos se encuentran: el seguimiento en la ejecución de pruebas en campo y laboratorio sobre plagas de importancia económica, necesidad en estandarizar procesos de control de calidad en líneas nuevas de producción, la falta continua de energía eléctrica y la presencia de roedores que afectan algunas áreas de la finca.
4. Los problemas indirectos destacan: la costosa obtención de insumos para los procesos productivos, necesidad de actualizar protocolos para manejo de algunos residuos, la necesidad de capacitación del personal operativo en temas como biología y entomología.

1.7. BIBLIOGRAFÍA

1. Cabrera, JR. 2017. Evaluación de sustratos para mejorar la calidad de raíz de pilones de café (*Coffea arabica*) var. sarchimor en el sistema de siembra en tubetes, diagnóstico y servicios en la finca Pegón Piloncito, Aldea El Jocotillo, Municipio de Villa Canales. Tesis Ing. Agr. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía. 153 p.
2. De la Cruz, JR. 1982. Clasificación de zonas de vida de Guatemala a nivel de reconocimiento. Guatemala, Instituto Nacional Forestal. 38 p.
3. Hernández, ST. 2004. Evaluación del solarizado, en el control de *Phytophthora parasitica*, en el cultivo de la piña (*Ananas comosus* L.), en la Aldea El Jocotillo, Villa Canales, Guatemala. Tesis Ing. Agr. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de agronomía. 81 p.
4. Pérez, C. 2017. Abren Centro de Excelencia Microbiano. Prensa Libre, Guatemala, marzo, 30:30-32.
5. Sandoval, JF. 2005. Evaluación de 4 opciones de manejo sobre la vegetación espontánea en la plantación de piña (*Ananas comosus* (L.) Merrill.) en la Aldea El Jocotillo, Villa Canales, Guatemala. Tesis Ing. Agr. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía. 82 p.

CAPÍTULO II

EVALUACIÓN DE TRES NEMATODOS ENTOMOPATÓGENOS PARA EL CONTROL BIOLÓGICO DE FUNGUS GNAT (*Bradysia impatiens*) EN EL CULTIVO DE GERBERA (*Gerbera jamesonii*) BAJO CONDICIONES DE INVERNADERO EN LA EMPRESA MIC, S.A., ALDEA EL JOCOTILLO, VILLA CANALES, GUATEMALA, C.A.

EVALUATION OF THREE SPECIES OF ENTOMOPATOGEN NEMATODS FOR THE BIOLOGICAL CONTROL OF FUNGUS GNAT (*Bradysia impatiens*) IN GERBERA'S CROP (*Gerbera jamesonii*) IN GREENHOUSE CONDITIONS, MIC, S.A. COMPANY, EL JOCOTILLO, VILLA CANALES, GUATEMALA, C.A

2.1. PRESENTACIÓN

El cultivo de gerbera (*Gerbera jamesonii* L.) es uno de los cultivos ornamentales más importantes debido a que representa junto a otros cultivos ornamentales cerca de U.S.\$ 95.3 millones en ventas anuales a países como Estados Unidos, Holanda y Dinamarca (Vides, 2018). En los últimos años la plaga denominada comúnmente como fungus gnat (*Bradysia impatiens*) han generado problemas al cultivo de gerbera en condiciones de invernadero (datos de finca), la problemática principal radica en la diseminación y transmisión de enfermedades como *Pythium*, *Fusarium*, *Botrytis*, *Verticillium* y *Phoma* (Biobest, 2018) debido a las lesiones causadas por las larvas hacia la raíz (Sakata, 2017).

Con el propósito de encontrar una solución biológica para el control de fungus gnat se evaluaron los nematodos entomopatógenos (NEPS) *Steinernema carpocapsae*, *Steinernema feltiae*, y *Heterorhabditis bacteriophora*. La presente investigación tuvo como objetivo principal determinar si tres nematodos entomopatógenos, *Steinernema feltiae*, *Steinernema carpocapsae* y *Heterorhabditis bacteriophora* a tres dosis distintas 500,000, 250,000 y 1,000,000 de juveniles infectivos (JI) contribuían al control biológico de la plaga fungus gnat (*Bradysia impatiens*) en el cultivo de gerbera (*Gerbera jamesonii*).

Se determinó que las poblaciones de larvas y adultos de fungus gnat fueron menores en los tratamientos donde se aplicaron nematodos entomopatógenos. El análisis mostró que el nematodo *S. carpocapsae* obtuvo un porcentaje de eficacia de 51 % a una dosis de 250,000 JI/m², 70 % a una dosis de 500,000 JI/m² y 79 % a una dosis de 1,000,000 JI/m². El nematodo *S. feltiae* obtuvo un porcentaje de eficacia de 61 % a una dosis de 250,000 JI/m², 69 % a una dosis de 500,000 JI/m² y 75 % a una dosis de 1,000,000 JI/m². En el caso del nematodo *H. bacteriophora* obtuvo un porcentaje de eficacia de 65 % a una dosis de 250,000 JI/m², 77% de eficacia a una dosis de 500,000 JI/m² y 85 % a una dosis de 1,000,000 JI/m². Con lo anterior las especies de nematodos entomopatógenos evaluadas contribuyeron con el control biológico de fungus gnat (*Bradysia impatiens*) en el cultivo de gerbera (*Gerbera jamesonii*) bajo las condiciones de este ensayo.

2.2. MARCO CONCEPTUAL

2.2.1. Cultivo de *Gerbera jamesonii* L.

2.2.1.1. Descripción botánica

El cultivo de gerbera pertenece a la familia Asteraceae. Es una planta herbácea, con un ciclo de vida largo, de forma comercial después de los tres años hay una disminución de la productividad de la planta (Piovano, 2007).

- **Raíz:** El sistema radicular es pivotante, luego del desarrollo de la planta las raíces tienden a volverse fasciculadas con numerosas raíces laterales (Gallegos, 2010). Francisco (2003) menciona que en condiciones naturales la raíz es pivotante, sin embargo, en plantas cultivadas son fasciculadas con una longitud entre 60 cm a 80 cm.
- **Tallo:** Es un rizoma que presenta entrenudos cortos, en cada entrenudo se encuentran concentradas las hojas (Francisco, 2003).
- **Hojas:** Son pubescentes, enteras, lobuladas, el color de las hojas es muy variable desde verde-amarillo hasta llegar a un verde grisáceo (Francisco, 2003). En la base de la planta se localizan las hojas formando una roseta de unos 40 cm (Gallegos, 2010).
- **Inflorescencia:** En capítulo formado por flores femeninas en la periferia, flores hermafroditas no funcionales y, en el centro flores masculinas. El color es variable dependiendo de la variedad (Gallegos, 2010).
- **Fruto:** Es un aquenio de color marrón claro a marrón oscuro, presentando un vilano en el extremo con una semilla por cada fruto (Gallegos, 2010).

2.2.1.2. Importancia económica

En Guatemala se producen diversos cultivos ornamentales, comercializándose flores y follajes a nivel local e internacional, Muñoz et al. (2016) mencionan que el 80 % de la

producción nacional de flores, follajes y plantas ornamentales que se produce en el país se exporta a países como Estados Unidos, Holanda, Dinamarca, Alemania y Japón, de las cuales 50 empresas aproximadamente se encargan de producir y exportar. Los principales productos que se exportan son: izote (*Yucca elephanties*), ficus (*Ficus sp.*), rosa (*Rosa sp.*), clavel (*Dianthus cariofillus*), xate (*Chamaedorea sp.*), gerbera (*Gerbera jamesonii*), pascua (*Euphorbia pulcherrima*). Según el banco de Guatemala para el año 2016 hubo un ingreso aproximado de U.S.\$ 95.3 millones en ventas al exterior (Vides, 2018).

Vides (2018) en una publicación sobre la exportación de flores de corte menciona que el cultivo de gerbera es uno de los principales que se exportan, también indica que, según la Comisión de Ornamentales de AGEXPORT, en el mes de febrero del año 2017 se obtuvieron un aproximado de U.S.\$ 11 millones en ventas. Estados Unidos es uno de los principales mercados donde se exportan las flores, demandando principalmente rosas (*Rosa sp.*), dragones (*Antirrhinum majus*), gerberas (*Gerbera jamesonii*), aves del paraíso (*Strelitzia reginae*), y otras flores de corte exóticas.

2.2.1.3. Propagación

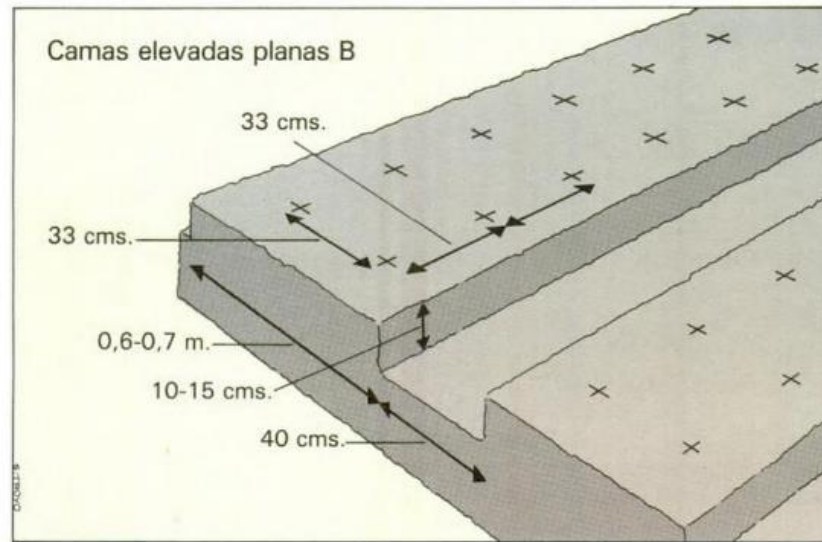
- **Germinación:** el método de propagación por semilla es en la actualidad uno de los más utilizados. En un tiempo promedio de 4 semanas es la duración de la germinación de las semillas (Gallegos, 2010), llegando a obtener un porcentaje de germinación promedio de 90 %, donde 1 g de semilla representa aproximadamente 200 semillas (Ramírez, 2012).
- **Multiplicación in-vitro:** la propagación de gerbera de forma in-vitro se realiza para la obtención de plantas más homogéneas, de mayor calidad y obtener una mayor cantidad de plantas, por otro lado, se asegura que las plantas estén libres de patógenos; este es uno de los métodos de producción más utilizados a nivel comercial (Olivera et al., 2000). Radice & Marconi (1998) recalcan que la propagación por métodos convencionales es demasiado lenta, por tal motivo, la propagación in-vitro ha adquirido auge en la actualidad y se realiza a partir de ápices meristemáticos y trozos de capítulos florales.

2.2.1.4. Requerimientos edafo-climáticos

- **Temperatura:** Gallegos (2010) señala que la temperatura adecuada para la producción de gerbera es de 25 °C durante el día y 20 °C durante la noche. Por otro lado, Sakata (2017) recomienda una temperatura óptima de 20 °C a 21 °C. Gamboa (1991) menciona que la temperatura óptima para el cultivo dentro de invernadero es de 25 °C.
- **Humedad relativa:** Gamboa (1991) menciona que una humedad relativa en condiciones de invernadero debe estar entre 70 % y 80 %. Una humedad relativa superior a 90 % pueden favorecer el desarrollo de enfermedades como *Botrytis sp.* (Gallegos, 2010).
- **Luz:** Gallegos (2010) recalca que la gerbera es considerada una especie indiferente al fotoperiodo, posiblemente a la emisión de brotes laterales, sin embargo, se sabe que la luz tiene una influencia directa en el colorido y la tonalidad de las flores.
- **Sustrato:** Sakata (2017) recomienda suministrar un sustrato con buena aireación para que la plantan pueda absorber los nutrientes necesarios. Se recomienda sustratos con mezclas que tengan contenidos altos de turba (fibras largas) con 20 % de vermiculita y un pH de 5.5 a 5.8.

2.2.1.5. Manejo agronómico

- **Densidad de siembra:** Gamboa (1991) señala que es recomendable utilizar camas o camellones elevados, con una altura de 0.10 m a 0.15 m; y una densidad de siembra de 8 a 9 plantas por metro cuadrado de cama o camellón, se recomienda que las camas presenten de 1 m a 0.9 m de ancho con tres hileras de plantas a lo largo de la cama, o bien, de 0.6 m a 0.7 m con dos hileras por cama (figura 3). Por otro lado, se recomienda un excelente drenaje, suelos profundos y bien drenados.



Fuente: Gamboa, 1991.

Figura 3. Camas de 0.6 m a 0.7 m con dos hileras de plantas para la siembra del cultivo de gerbera.

- **Fertilización:** Florist (2017) recomienda los siguientes nutrientes, para el sistema en maceta (cuadro 7).

Cuadro 7. Nutrientes para utilizarse en el cultivo de gerbera (*Gerbera jamesonii*).

NO_3	11.25 mmol/l
H_2PO_4	1.25 mmol/l
SO_4	1.25 mmol/l
NH_4	1.50 mmol/l
K	5.50 mmol/l
Ca	3.00 mmol/l
Mg	1.00 mmol/l
Fe	35.00 μ mol/l
Mn	5.00 μ mol/l
Zn	4.00 μ mol/l
B	30.00 μ mol/l
Cu	0.75 μ mol/l
Mo	0.50 μ mol/l

Fuente: Florist, 2017.

- **Riego:** en el cultivo de gerbera el riego puede ser aéreo o localizado. El agua de riego debe ser de buena calidad y presentar contenidos bajos de calcio y otras sales. Es recomendable aportar la cantidad de 15 L/m² a 20 L/m² de agua después del trasplante y de 2 a 3 riegos diarios hasta que la planta logre adaptarse al medio en el que se encuentra. Una vez el cultivo haya desarrollado bien, los riegos pueden ser menos intensos y con intervalos de aplicación más amplios (Gallegos, 2010).
- **Cosecha:** Ramírez (2012) menciona que los rendimientos están en función del cultivar y su manejo, pero en promedio pueden obtenerse 18 flores por planta durante el primer año de haber establecido el cultivo y 25 flores por planta durante el segundo año.

2.2.1.6. Plagas y enfermedades

Sakata (2017) menciona que las plagas más importantes en el cultivo de gerbera son las siguientes:

- **Trips:** *Frankliniella occidentalis* se alimenta de las hojas, los síntomas se observan al aparecer cicatrices, manchas necróticas, crecimiento distorsionado y tejidos hundidos en las hojas de un color blanco o gris-plateado. El excremento es de color negro y se observa en las partes inferior de las hojas.
- **Mosca blanca:** se cree que la especie que ataca al cultivo de gerbera es la mosca blanca de invernadero (*Trialeurodes vaporariorum*), la mosca blanca de hoja plateada (*Bemisia argentifolii*) y la mosca blanca de la papa (*Bemisia tabaci*). La mayoría de las etapas (huevos, ninfas, pupas y adultos) del ciclo de vida de la mosca blanca se pueden presentar en el envés de las hojas. Las ninfas causan heridas a la planta alimentándose de la savia, observándose un amarillamiento, distorsión, retraso en el crecimiento y marchitamiento de la planta.
- **Minador de hojas:** *Liriomyza trifolii* conocidos como minadores de hojas, causan los daños principalmente durante el ínstar de larva, debido a que es el estado donde más

se alimentan de la savia de las plantas, creando las minas, serpentinas o pistas sobre el mesófilo de las hojas.

- **Fungus gnat:** fungus gnat (*Bradysia sp.*) puede ser un problema durante el cultivo de la gerbera, cuando las poblaciones se encuentran en grandes cantidades. Las larvas son las que causan el principal problema debido a la diseminación y transmisión de enfermedades; por otro lado, causan lesiones a las raíces superficiales al alimentarse de ellas.
- **Araña roja:** *Tetranychus urticae* se encuentra localizada en las hojas más viejas de gerbera. Las arañas causan daño al perforan sus estiletes en las hojas, alimentándose de la savia. Los síntomas de daño se observan como pequeñas manchas de color plateado-gris a amarillo.

Sakata (2017) menciona que las enfermedades más importantes son las siguientes:

- **Botritis (*Botrytis cinerea*):** es un problema que se presenta principalmente en la etapa de post-cosecha los conidios (esporas asexuales) pueden infectar a las plantas cuando se presentan las condiciones necesarias como una alta humedad por 5 h en promedio combinado con una temperatura entre 18 °C a 25 °C.
- ***Phytophthora cryptogea*:** la enfermedad más severa de gerbera cultivada en invernadero. Se aprecia en forma de pudrición observándose en la corona y la raíz (también llamada pudrición del pie). Dicha enfermedad es favorecida a una temperatura entre 1 °C a 25 °C y una alta humedad relativa.
- ***Pythium sp.*:** se aprecia con un decaimiento de la planta debido a la pudrición del tallo. Es importante para disminuir el ataque de *Pythium sp.*, evitar la sobre fertilización.

2.2.2. Fungus gnat (*Bradysia impatiens*)

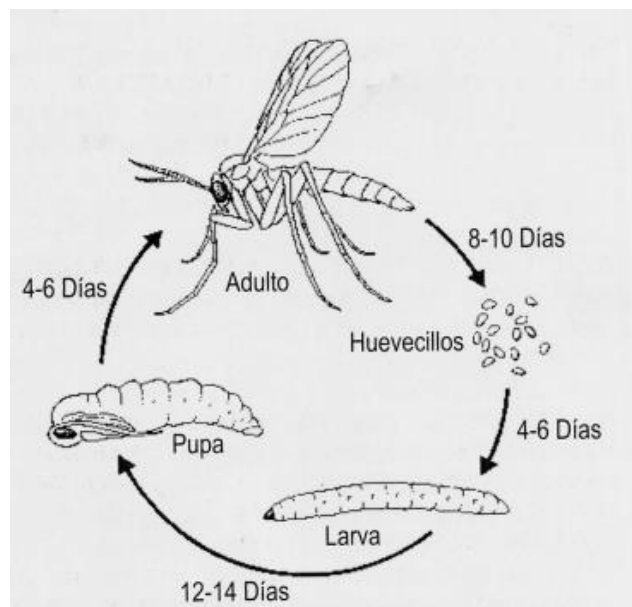
2.2.2.1. Anatomía y morfología

- **Adulto:** Los adultos de fungus gnat miden entre 1 mm a 5 mm, son insectos que van de un color negro a grisáceas con una cabeza pequeña. Las antenas son largas en forma de rosario, compuestas por 14 segmentos. Las patas son largas y las alas presentan una venación muy clara. Los machos son normalmente de tamaño menor que las hembras, ambos presentan un aparato bucal chupador. La cópula llega pocas horas después de emerger los adultos, la hembra pone de 50 a 300 huevos (Malais et al., 2006).
- **Huevos:** Son de un tamaño entre 0.10 mm a 0.25 mm, son de color blanco amarillento y pueden diferir entre las especies (Malais et al., 2006).
- **Ínstar I:** El cuerpo es de color semitransparente a blanco con la presencia de una cápsula cefálica de color café oscureciéndose hasta cambiar a un color casi negro. La longitud de las larvas es de 0.53 mm a 1.30 mm, la capsula cefálica tiene un diámetro de 0.065 mm a 0.080 mm (Wilkinson et al., 2003).
- **Ínstar II:** El color del cuerpo y la cabeza no cambia con respecto al anterior ínstar larvario. El único cambio se observa en la longitud de la larva, que va de 1.30 mm a 2.25 mm, siendo el diámetro de la cápsula cefálica de 0.10 mm a 0.12 mm (Wilkinson et al., 2003).
- **Ínstar III:** El color del cuerpo y la cabeza siguen siendo el mismo. La longitud de la larva se encuentra entre 2.5 mm a 4.9 mm y diámetro de la cápsula cefálica de 0.16 mm a 0.20 mm (Wilkinson et al., 2003).
- **Ínstar IV:** El color del cuerpo y cabeza no presentan cambio alguno, los contenidos del intestino se vuelven marrones o verdes debido a su alimentación. La longitud de las larvas va de 3.5 mm a 7.0 mm con un diámetro de la cápsula cefálica de 0.23 mm

a 0.32 mm (Wilkinson et al., 2003). El cuerpo es cilíndrico, liso y contiene 12 segmentos. El aparato bucal es masticador (Malais et al., 2006).

- **Pupa:** Este estado de desarrollo tiene lugar en el suelo, específicamente en los agujeros o grietas que puedan formarse. Las pupas tienen una longitud de 2 mm a 5 mm y un diámetro de 0.3 mm a 1.5 mm. Al principio son de un color blanco, pero luego tienden a volverse de color amarillas-café confundiendo con el color del suelo o sustrato. El extremo posterior de la pupa es móvil (Malais et al., 2006).

En la figura 4, se presenta el ciclo biológico de *Bradysia impatiens* y la duración respectiva de cada una de las fases.



Fuente: García, 2008.

Figura 4. Ciclo biológico de fungus gnat (*Bradysia impatiens*).

2.2.2.2. Ecología y biología

El ciclo biológico de fungus gnat consta de cuatro estados de desarrollo, huevo, larva (cuatro instares larvarios), pupa y adulto, generalmente el macho tiende a ser más pequeño que la hembra. La duración del ciclo de vida es de aproximadamente 6 semanas a 15 °C,

reduciéndose hasta 3 semanas a una temperatura de 20 °C a 24 °C (Malais et al., 2006). García (2008) señala que en promedio el ciclo biológico tiene una duración de cuatro semanas en condiciones de invernadero o en viveros, debido a que las temperaturas son cálidas.

Los adultos viven entre 8 a 10 días, los machos tienden a emerger antes y el tiempo de vida es mayor que el de las hembras. En lo referente a la cópula, el macho extiende y vibra sus alas de forma intermitente para atraer a la hembra, una vez atraída, el macho dobla su abdomen entre sus patas en dirección delantera al tórax y con un movimiento brusco corre hacia la hembra para copularla (Wilkinson et al., 2003). Luego de la cópula las hembras ovipositan de 50 a 300 huevos en el suelo o el sustrato siempre y cuando haya buena humedad. Los huevos tienen un período de incubación de 4 a 6 días. Las larvas son el único estado de desarrollo en donde el insecto se alimenta, llegan a vivir un tiempo promedio de 12 a 14 días. El último estado de desarrollo es el de pupa y tiene una duración de 4 a 6 días (García, 2008).

En un ensayo sobre la biología de *Bradysia impatiens* en el Estado de México, Marín et al. (2015) observaron una proporción sexual de 2.4 hembras por cada macho. Los datos obtenidos fueron medidos en condiciones de laboratorio a 21 °C \pm 2 °C, en donde la especie concluyó su ciclo biológico en 27.5 días \pm 2.5 días. Wilkinson et al. (2003) evaluaron el ciclo biológico de *Bradysia impatiens* (cuadro 8) a una temperatura promedio de 23 °C.

Villanueva et al. (2013) en el centro de México caracterizaron el ciclo de vida de *Bradysia difformis*, la especie completó su ciclo biológico en un tiempo de 26 a 28 días bajo condiciones controladas con una temperatura y humedad relativa de 25 °C y 70 % de humedad relativa, respectivamente.

Cuadro 8. Período de desarrollo y ciclo biológico de *Bradysia impatiens* a 23±1 °C.

Estadío	Tiempo (días)	Tiempo promedio acumulado (días)
Huevo	4.0	4.0
Ínstar I	3.3	7.3
Ínstar II	3.1	10.4
Ínstar III	1.8	12.2
Ínstar IV	5.9	18.1
Pupa	3.5	21.6
Adulto	5.9	27.5

Fuente: Wilkingson et al., 2003.

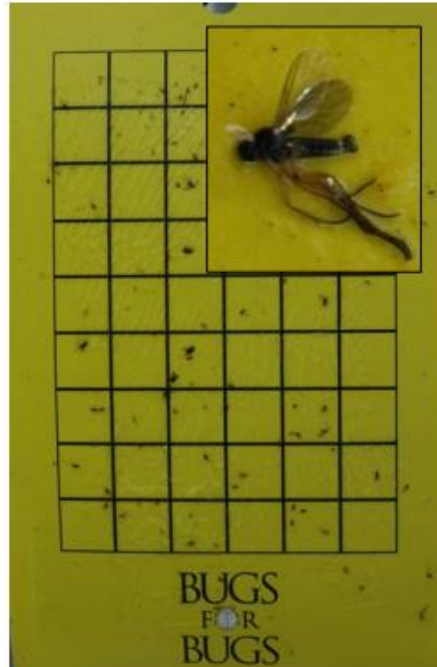
Raymond (2008) indica que el medio donde la planta se desarrolla y sus componentes pueden tener influencia sobre el desarrollo y reproducción de fungus gnat. Los sustratos con una porosidad alta y el encharcamiento de agua al momento del riego se vuelven medios adecuados para formar grietas, que son los lugares favoritos para que las hembras ovipositen sus huevos. Por otro lado, sustratos con alta actividad microbiológica, es decir los que presentan altos contenidos de materia orgánica en su composición, son los preferidos por fungus gnat.

2.2.2.3. Daños y monitoreo

Cibrán et. al. (2008) recalcan que las larvas ocasionan lesiones a las raíces superficiales de las plantas al alimentarse de ellas, sin embargo, cuando las lesiones son pequeñas las plantas no mueren, pero quedan débiles; los síntomas de ataque se observan en el marchitamiento, pérdida de vigor, reducción de crecimiento y caída de las hojas cuando el ataque es alto. Las larvas pueden alimentarse de pelos radiculares, raicillas, los tejidos de las hojas e incluso de los tallos de las plantas (Malais et al., 2006). Además, las larvas pueden facilitar la infección de hongos patógenos como *Pythium*, *Fusarium*, *Botrytis*, *Verticillium* y *Phoma*, llevando las esporas en su cuerpo (Biobest, 2018).

Para el monitoreo del daño de fungus gnat NGIA (2013) sugiere trampas de color amarillo con algún adhesivo (figura 5), colocados a 10 cm sobre el dosel de la planta. Deben colocarse trampas cerca de puertas, respiraderos y cerca de las plantas afectadas. Es

recomendable colocar como mínimo 1 trampa por 100 m² en viveros o bajo invernadero. Las inspecciones deben realizarse de forma semanal y se deben cambiar las trampas cada 2 o 4 semanas. Si se encuentra un número mayor a 20 adultos de fungus gnat/por trampa/semana es un indicador de que la plaga se encuentra en el umbral económico, sin embargo, este valor varía en función del cultivo que se tenga.



Fuente: NGIA, 2013.

Figura 5. Trampa amarilla con adhesivo con adultos de fungus gnat; acercamiento de un adulto en la trampa (esquina superior derecha).

Según Pundt (2016) en el manual para el control de fungus gnat en invernaderos de la Universidad de Connecticut, recomienda monitorear los adultos de fungus gnat colocando trampas amarillas cerca de la superficie del suelo de forma semanal para detectar el apareamiento de la plaga. Para el monitoreo de larvas se recomienda utilizar rodajas de papa de 2.54 cm de diámetro colocadas en la superficie del suelo, para observar la presencia de larvas se debe revisar primero debajo de las rodajas de papa y luego encima de ella luego de 48 h.

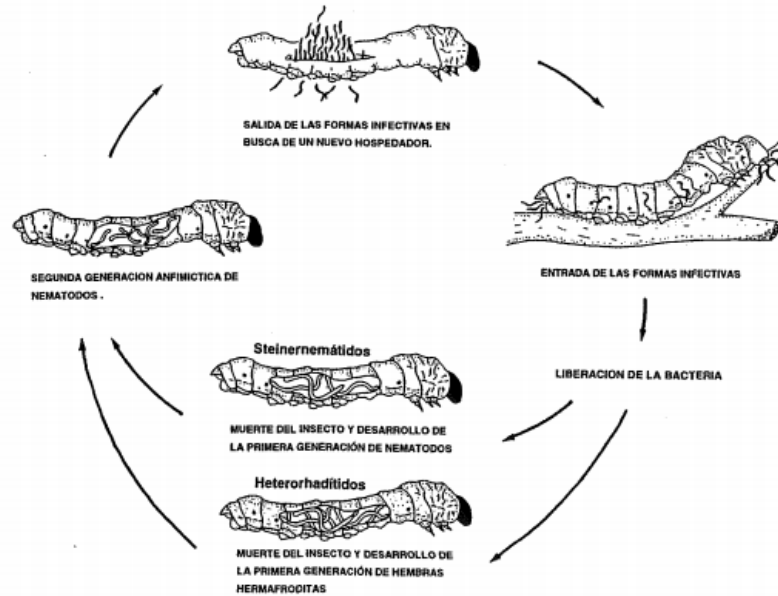
Rettke (2004) recalca que el uso de trampas amarillas con adhesivo es muy eficiente para capturar a los insectos, también menciona que otra forma de monitorear fungus gnat es colocar rodajas de papa en el sustrato para observar el ataque de las larvas, para ello, se deben colocar discos de papa con un diámetro de 2.5 cm a 5.0 cm y 1.5 cm de espesor, se deben presionar en el sustrato para que queden enterradas. Es recomendable colocar una rodaja por cada 9 m² y posteriormente observar la presencia de larvas luego de 48 h o 72 h. Mediante esta metodología de muestreo se ha observado que al encontrar de 3 a 5 larvas por rodajas de papa luego de 48 h se pueden tener problemas considerables en el cultivo en la zona superficial de la raíz.

2.2.3. Nematodos entomopatógenos

Carballo y Guharay (2004) mencionan que los nematodos entomopatógenos (NEPS) son organismos que presentan cuerpos lisos, no segmentados y de una forma cilíndrica. En lo referente a su fisiología, presentan un sistema excretor, nervioso, digestivo, reproductivo y muscular, sin embargo, no presentan aparato respiratorio ni digestivo.

Sáenz et al. (2011) señala que los nematodos de las especies *Steinernema carpocapsae* y *Steinernema feltiae* presentan una distribución amplia en todo el mundo en regiones templadas y presentan una relación simbiótica con bacterias del género *Xenorhabdus*. En cuanto al nematodo *Heterorhabditis bacteriophora* presenta una buena distribución en regiones con climas tropicales y realiza una simbiosis con la bacteria del género *Photorhabdus*.

En la figura 6, se presenta el ciclo biológico de los nematodos entomopatógenos del género *Steinernema* y *Heterorhabditidae*.



Fuente: García, 1994.

Figura 6. Ciclo biológico de los nematodos del género *Steinernema* y *Heterorhabditis*.

La única forma infectiva se observa en el tercer instar larvario, única etapa del ciclo biológico que el nematodo se encuentra fuera de su hospedero y posee una doble cutícula (encerrado en la cutícula del segundo estadio) (García, 1994). Al tercer estadio se le conoce como Juvenil Infectivo (JI), éste ingresa a su hospedero mediante las aberturas naturales (boca, ano, espiráculos) y en el caso del nematodo *Heterorhabditis* lo puede hacer también por la cutícula del hospedero con la ayuda de un diente que le ayuda a romperla; las células bacterianas se encuentran en el intestino, en el interior del intestino para el género *Steinernema* y en el tracto intestinal para *Heterorhabditis*; para la liberación de las bacterianas se realiza por el ano para el género *Steinernema* y por la boca para *Heterorhabditis* (Gaugler et al., 1990).

Son las células bacterianas las encargadas de matar al hospedero al alimentarse de la hemolinfa del hospedero, y el hospedero muere por septicemia luego de 24 h a 48 h (Sáenz et al., 2011). Una vez que el insecto muere, el nematodo puede alimentarse de los tejidos degradados, permitiendo así que el nematodo concluya con su desarrollo y reproducción (France, 2015).

France (2015) recalca que los NEPS son considerados como bioinsecticidas debido a que son considerados como parásitos obligados y atacan a gran variedad de insectos que habitan en el suelo, también menciona que las características que hacen que los NEPS sean considerados como organismos de control biológico son los siguientes:

- Buscan de forma activa a su presa en el suelo o sustrato.
- Matan a su hospedero rápidamente.
- Son específicos contra numerosos insectos plagas.
- Son inofensivos para animales vertebrados y plantas.
- Son fáciles de propagar y almacenar.

2.2.4. *Steinernema carpocapsae* (Weiser, 1955) y *Steinernema feltiae* Filipjev

2.2.4.1. Anatomía y morfología

Los juveniles infectivos de los nematodos *S. carpocapsae* y *S. feltiae* presentan un poro excretor localizado en posición anterior al anillo nervioso, otra característica es la ausencia de bursa, la presencia de 21 a 23 papilas genitales, presencia de un estoma corto y ancho, presencia de esófago de forma cilíndrica, espículas apareadas y separadas, y presencia de gubernáculo (Carballo, y otros, 2004). La longitud de los nematodos para *S. carpocapsae* es de 0.4 mm a 1.5 mm de longitud y para la especie *S. feltiae* la longitud va de 1.0 mm a 1.5 mm (De Liñán, 2015).

2.2.4.2. Biología y ecología

Sáenz et al. (2011) describe que el ciclo de vida de *S. carpocapsae* y *S. feltiae* consta de: un ínstar de huevo, cuatro ínstaes larvarios y el estado adulto. Dentro del hospedero se desarrolla el ciclo de vida del nematodo, el tercer ínstar larvario conocido como estado infectivo ó J3, es el único con la capacidad de sobrevivir fuera del hospedero, adaptado a resistir a las condiciones ambientales que se le presenten.

El tercer instar, también llamado Juvenil Infectivo (JI), es el que se encarga de atacar al hospedero y es el único estado de desarrollo capaz de sobrevivir fuera de un hospedero debido a que no requiere de alimento. Para las especies *S. carpocapsae* y *S. feltiae* los

infectivos juveniles entran a su hospedero por las aberturas naturales, la boca, el ano, las aberturas respiratorias (Clarson, 2006).

De Liñán (2015) menciona que la especie *S. carpocapsae* tienen una relación simbiótica con la bacteria *Xenorhabdus nematophilus*, mientras que la especie *S. feltiae* la bacteria asociada es *Xenorhabdus bovienii* (Malais et al., 2006). Para ambas especies los nematodos atacan a su hospedero ingresando por las aberturas naturales (boca, ano y espiráculos), luego se dirigen al hemocele y liberan la bacteria simbiótica localizada en el intestino. La bacteria tiene la característica de multiplicarse rápidamente, ataca al nematodo destruyendo sus tejidos y los transforma en productos líquidos que sirven como alimento para el nematodo; la muerte del hospedero se produce al cabo de 24 h a 48 h. Los síntomas de ataque para ambas especies se observan cuando el hospedero sufre un cambio en su coloración volviéndose entre amarillo y marrón claro, la consistencia se vuelve mucosa y son difíciles de observar.

La forma de búsqueda del hospedero para la especie *S. carpocapsae* es por “emboscada” que consiste en mantener erguida la cola en la superficie del suelo, cuando el hospedero se acerca del nematodo se abalanzará para atacarlo (Jacas, 2005). Para la especie *S. feltiae* la forma de búsqueda es intermedia entre “emboscada” y “navegante”, la forma de búsqueda de “navegante” se realiza al buscar activamente a su presa. De Liñán (2015) y Jacas (2005) mencionan que para las especies *S. carpocapsae* y *S. feltiae* los nematodos tienden a desplazarse en las capas superficiales del suelo entre 1 cm a 2 cm; la temperatura del suelo debe rondar entre 15 °C a 20 °C para evitar daños a los nematodos, con una sobrevivencia de 2 a 3 semanas.

2.2.5. Heterorhabditis bacteriophora (Poinar, 1975)

2.2.5.1. Anatomía y morfología

Sáenz et al. (2011) describe que el ciclo de vida en: un ínstar de huevo, cuatro ínstares larvarios y el estado adulto. Dentro del hospedero se desarrolla el ciclo de vida del nematodo a excepción del tercer ínstar larvario conocido como estado infectivo ó J3, el cual

está adaptado a sobrevivir fuera del hospedero y es el encargado de buscar a un hospedero.

Carballo y Guharay (2004) indican que esta especie de nematodos entomopatógenos tienen la característica de ser hermafroditas en la primera generación y anfimícticos en la segunda generación (participación de machos y hembras). Malais et al. (2006) señalan que los nematodos tienen una forma parecida a gusanos redondos, pequeños y no segmentados. Los juveniles infectivos tienen una longitud de 1 mm a 1.5 mm aproximadamente y se caracterizan por presentar una doble cutícula (se desprende al ingresar a su hospedero). Los infectivos juveniles tienen varias características: un poro excretor localizado en posición posterior al anillo nervioso, los machos presentan bursa, hay presencia de espículas apareadas y separadas, presentan nueve pares de papilas genitales y el gubernáculo está presente.

2.2.5.2. Biología y ecología

H. bacteriophora actúa en simbiosis con la bacteria *Photorhabdus luminiscens* la forma de búsqueda de sus hospederos en el suelo es mediante la forma de “navegante”, buscando activamente a su presa. Cuando el nematodo encuentra un hospedero ingresa a él por sus aberturas naturales (boca, ano o aberturas respiratorias) y a diferencia del género *Steinernema*, los nematodos de la especie *H. bacteriophora* pueden atravesar la cutícula del hospedero con la ayuda de una estructura en forma de diente. Una vez el nematodo ingresado a su hospedero se dirige al hemocele, lugar donde la bacteria es liberada y ésta se alimenta de la hemolinfa y la transforma en compuestos que el nematodo será capaz de consumir (De Liñán, 2015).

Sáenz et al. (2011) menciona que la bacteria coloniza rápidamente al hospedero y le provoca la muerte por septicemia en un período de 48 h. La sintomatología de las larvas afectadas se aprecian de un color rojo ladrillo a naranja y tienen la característica de presentar luminiscencia en la oscuridad.

2.3. MARCO REFERENCIAL

2.3.1. Ubicación

La empresa MIC, Sociedad Anónima se encuentra localizada dentro de la finca Pegón Piloncito en la aldea El Jocotillo, Villa Canales, del departamento de Guatemala, ubicada a 38 km de la cabecera municipal y a 48 km de distancia de la ciudad capital.

2.3.2. Productos comerciales utilizados

2.3.2.1. CAPSANEM

El producto es comercializado por la empresa Koppert y viene en una presentación con 50 millones de nematodos (dos bolsas con 25 millones cada una) de la especie *Steinernema carpocapsae* del tercer ínstar (Juveniles infectivos, JI) en gel. Se recomienda el producto para larvas de insectos de los órdenes Coleoptera (escarabajos) y Orthoptera (grillo topo).

2.3.2.2. ENTONEM

El producto es comercializado por la empresa Koppert y viene en una presentación con 50 millones de nematodos (dos bolsas con 25 millones cada una) de la especie *Steinernema feltiae* del tercer ínstar (Juveniles infectivos, JI) en gel. La empresa recomienda utilizar el producto para el control biológico de larvas de moscas del mantillo de la familia Sciaridae, pupas de trips y larvas del gorgojo de la uva.

2.3.2.3. LARVANEM

El producto es comercializado por la empresa Koppert y viene en una presentación con 50 millones de nematodos (dos bolsas con 25 millones cada una) de la especie *Heterorhabditis bacteriophora* del tercer ínstar (Juveniles infectivos, JI) en gel. La empresa recomienda utilizar el producto para el control biológico de larvas de escarabajo, como el gorgojo de la vid (*Otiorhynchus sulcatus*).

2.4. OBJETIVOS

2.4.1. General

Evaluar el nivel de control de fungus gnat (*Bradysia impatiens*) mediante la utilización de los nematodos entomopatógenos *Steinernema carpocapsae*, *Steinernema feltiae* y *Heterorhabditis bacteriophora* en el cultivo de gerbera *Gerbera jamesonii* L. en condiciones de invernadero, El Jocotillo, Villa Canales, Guatemala.

2.4.2. Específicos

1. Identificar la especie de fungus gnat que afecta el cultivo de gerbera.
2. Determinar porcentaje de eficacia de los nematodos *S. carpocapsae*, *S. feltiae* y *H. bacteriophora* sobre la plaga fungus gnat.
3. Evaluar los costos de la aplicación de los productos evaluados.

2.5. HIPÓTESIS

La especie *Steinernema feltiae* logra el mejor nivel de control sobre larvas de *Bradysia impatiens* comparado con el resto de nematodos entomopatógenos.

2.6. METODOLOGÍA

2.6.1. Descripción de tratamientos

Los tratamientos evaluados se tratan de tres productos a base de nematodos entomopatógenos comercializados por la empresa Koppert, B.V. Para los tres productos se evaluó una dosis recomendada de 500,000 JI/m², una dosis media 250,000 JI/m² y una dosis doble de 1,000,000 JI/m² (cuadro 9).

El tratamiento 1 correspondió al testigo, el cual no se aplicó ningún producto. El tratamiento 2, 3 y 4 correspondieron al producto CAPSANEM; los tratamientos 5, 6 y 7 correspondieron al producto ENTONEM; y los tratamientos 8, 9 y 10 correspondieron al producto LARVANEM.

Cuadro 9. Descripción de los tratamientos de la investigación: especie de nematodo entomopatógeno, producto comercial y dosis a utilizar.

Tratamiento	Ingrediente activo	Producto comercial	Dosis (JI/m ²)
T1	Testigo		0
T2	<i>Steinernema carpocapsae</i>	CAPSANEM	250,000
T3	<i>Steinernema carpocapsae</i>	CAPSANEM	500,000
T4	<i>Steinernema carpocapsae</i>	CAPSANEM	1,000,000
T5	<i>Steinernema feltiae</i>	ENTONEM	250,000
T6	<i>Steinernema feltiae</i>	ENTONEM	500,000
T7	<i>Steinernema feltiae</i>	ENTONEM	1,000,000
T8	<i>Heterorhabditis bacteriophora</i>	LARVANEM	250,000
T9	<i>Heterorhabditis bacteriophora</i>	LARVANEM	500,000
T10	<i>Heterorhabditis bacteriophora</i>	LARVANEM	1,000,000

2.6.2. Diseño y modelo estadístico

El diseño estadístico utilizado fue un completamente al azar en parcelas divididas en el tiempo, siendo el modelo estadístico el siguiente:

$$Y_{ijk} = \mu + \tau_i + \alpha_j + \tau\alpha_{ij} + \theta_k + \varepsilon_{ijk}$$

Donde:

Y_{ijk} = Porcentaje de eficacia de los tratamientos.

μ = Media general.

τ_i = Efecto i-ésimo tratamiento empleado.

α_j = Efecto de la j-ésima semana.

$\tau\alpha_{ij}$ = Efecto de la ij-ésima interacción entre tratamientos y semanas.

θ_k = Efecto de la parcela grande (t/r).

ε_{ijk} = Error experimental asociado a la ijk-ésima unidad experimental.

2.6.3. Unidad experimental

La unidad experimental consistió en 9 macetas de 1.9 L con una planta por maceta. Las 9 macetas se colocaron dentro de una jaula entomológica de 0.9 m de longitud, 0.6 m de ancho y 0.8 m de altura (figura 7).



Fuente: Elaboración propia, 2018.

Figura 7. Unidad experimental utilizada en la investigación (jaula entomológica con 9 plantas de *Gerbera jamesonii*).

2.6.4. Arreglo espacial de la investigación

Se utilizó el invernadero número 22 de la finca Pegon Piloncito para instalar la investigación (figuras 8).



Fuente: Elaboración propia, 2018.

Figura 8. Distribución de unidades experimentales dentro del invernadero número 22 de MIC, S.A. de acuerdo al croquis de campo.

2.6.5. Variables de respuesta

2.6.5.1. Identificación de la especie

Se tomaron muestras de 30 adultos y 30 larvas de fungus gnat en viales conteniendo alcohol al 70 %, para ser enviadas al laboratorio de entomología aplicada de la Universidad del Valle de Guatemala para su identificación.

2.6.5.2. Porcentaje de eficacia

Se utilizó el número de larvas/trampa para determinar el porcentaje de eficacia de los tratamientos haciendo uso de la fórmula de Henderson & Tilton (1955):

$$\text{Porcentaje de eficacia} = \left[1 - \left(\frac{Ca}{Ta} \right) * \left(\frac{Td}{Cd} \right) \right] * 100$$

Donde:

Ta = infestación en parcela tratada antes de aplicar el tratamiento.

Ca = infestación en parcela testigo antes de aplicar el tratamiento.

Td = infestación en parcela tratada después de aplicar el tratamiento.

Cd = infestación en parcela testigo después de aplicar el tratamiento.

2.6.5.3. Registro de población

Se llevó registro de la población de larvas y adultos por trampa de forma semanal. Para la población de larvas se utilizaron trampas de papa y para la población de adultos se utilizaron trampas amarillas con adhesivo.

2.6.6. Manejo del experimento

2.6.6.1. Llenado de macetas

Se utilizaron macetas de 1.9 L de capacidad, como sustrato se utilizó Mix5 (*Sphagnum* 90 % + 10 % perlita) producido por la empresa Sungro Inc, compuesto por musgo de turba canadiense Peat Moss, perlita, caliza dolomítica y perlita fina.

2.6.6.2. Trasplante

Luego del llenado de macetas, se procedió a realizar el trasplante de las plántulas de gerbera colocando una en cada maceta. Esta actividad se realizó en horas frescas de la tarde para evitar la deshidratación de las plántulas y evitar el estrés de las mismas.

2.6.6.3. Ubicación de macetas dentro de jaula entomológica

Las jaulas entomológicas fueron estructuras de tubo PVC de 0.9 m de longitud por 0.8 m de altura y 0.6 m de ancho cubiertas con tela de invernadero. Las jaulas entomológicas se ordenaron dentro del invernadero 22 de la finca Pegon Piloncito de acuerdo al croquis de campo. Como paso siguiente fue el colocar 9 macetas dentro de cada jaula entomológica.

2.6.6.4. Identificación del experimento

Con la identificación del experimento se colocaron letreros de 5 cm de longitud y ancho colocando en él el tratamiento y la repetición correspondiente. Por otro lado, se colocó

un letrero con el nombre de la investigación y el croquis de campo para la identificación del ensayo y de esa forma poder guiarse al momento de realizar los monitoreos y la aplicación de tratamientos.

2.6.6.5. Infestación de pupas

Una vez montado el ensayo se procedió a realizar la infestación artificial de la plaga fungus gnat (figura 9) de la siguiente manera:

- Se procedió a recolectar un total de 1,350 pupas del pie de cría de MIC, S.A.
- Luego fueron trasladadas hacia el ensayo. Se colocaron 5 pupas por cada maceta, colocándolas en la base de la planta sobre el sustrato tratando la manera de colocarlas debajo de las hojas evitando la luz directa. Es decir que por cada jaula entomológica se colocaron un total de 45 pupas, esto con el fin de tener una alta población de la plaga.
- La infestación se realizó alrededor de las 4 de la tarde para evitar que las pupas murieran por deshidratación o excesiva luz solar.



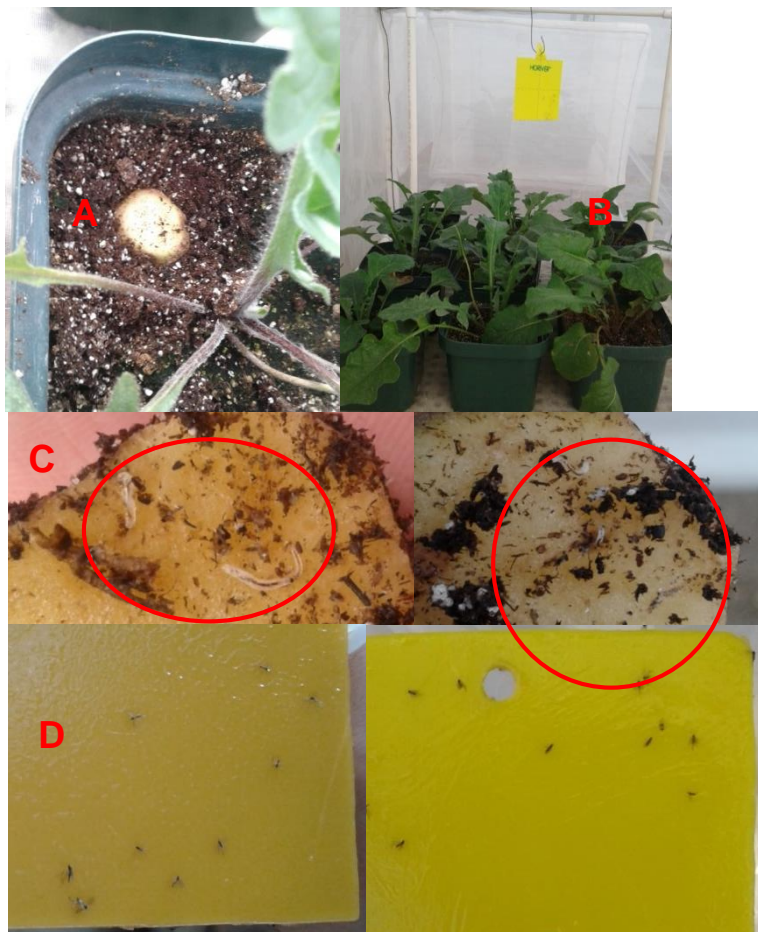
Fuente: Elaboración propia, 2018.

Figura 9. Infestación de pupas de *Bradysia impatiens* colocando 5 pupas por maceta.

2.6.6.6. Monitoreo de la población

La metodología para el monitoreo de larvas y adultos de fungus gnat se comenzó 2 semanas luego de la inoculación de pupas, y se realizó de la siguiente manera:

- El monitoreo de adultos se realizó según la metodología propuesta por NGIA (2013) y Pundt (2016) utilizando trampas amarillas con adhesivo de 10 cm² colocando 1 trampa por cada unidad experimental (figura 10) por 48 h una vez por semana.



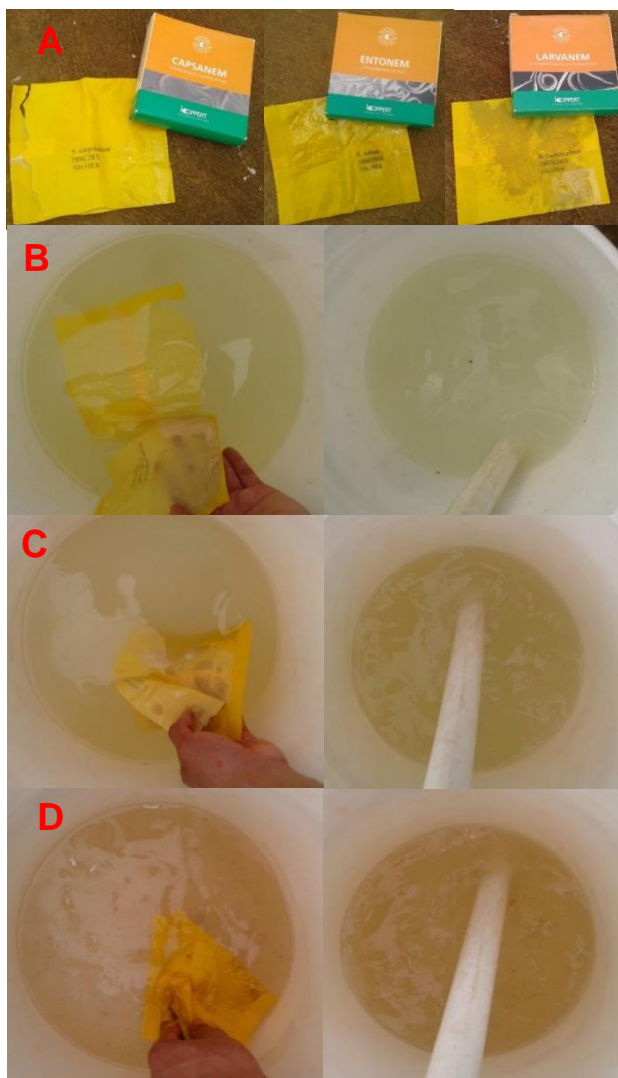
Fuente: Elaboración propia, 2018.

Figura 10. A) colocación de trampas de papa en las macetas; B) disposición de trampas amarillas con adhesivo; C) conteo de larvas de *B. impatiens* en trampas de papa; D) conteo de adultos de *B. impatiens* en trampas amarillas.

- El monitoreo de larvas se realizó colocando rodajas de papa de 2.5 cm de diámetro y 2 cm de espesor (Rettke, 2004; Raymond, 2008), colocando 3 rodajas de papa por unidad experimental (una rodaja de papa en 3 macetas distintas) (figura 10). Las trampas de papa se colocaron por 48 h una vez por semana. Al realizar el conteo de larvas en las trampas se retiraron las trampas de papa de la unidad experimental y se contabilizó el número de larvas presentes, luego del conteo las larvas encontradas en las trampas se retornaron a la unidad experimental, esto con el fin de no interferir con en la población de larvas.

2.6.6.7. Aplicación de tratamientos

La aplicación de los tratamientos (figura 11) se realizó en la semana 37 del año 2018 y se hizo en base a las recomendaciones de Koppert (2018) de la siguiente manera:



Fuente: Elaboración propia, 2018.

Figura 11. A) Productos empleados para la evaluación; B) Preparación de la solución para la aplicación de CAPSANEM; C) Preparación de la solución para la aplicación de ENTONEM; D) Preparación de la solución para la aplicación de LARVANEM.

- Se sacaron los productos de la hielera media hora antes colocándolos a temperatura ambiente (20 °C).
- Luego se diluyó el contenido de cada producto (CAPSANEM, ENTONEM y LARVANEM) en 5 L de agua para preparar una solución madre.
- Posteriormente fue necesario homogenizar la solución hasta que todos los grumos desaparecieran.
- Como siguiente paso se dosificó la solución en función a la cantidad a utilizar para cada uno de los tratamientos.
- La aplicación se realizó de forma localizada en la base de la planta, simulando una aplicación al drench. Antes de la aplicación se aplicó una lámina de 50 ml agua para mantener el suelo húmedo y así favorecer la sobrevivencia de los nematodos al ser aplicados. Los tratamientos fueron aplicados durante las horas frescas de la tarde después de las 4:00 p.m. evitando así un contacto directo con el sol y una temperatura promedio de 25 °C.
- Koppert (2018) recomienda utilizar como mínimo un volumen de agua de 3,000 L/Ha, que equivalen a 300 ml/m²; por lo tanto, se utilizó un volumen de 33.33 ml de agua por planta. Para disminuir la variación en la aplicación de los tratamientos se utilizó una probeta de 150 ml para realizar la aplicación (figura 12).
- Se realizó una única aplicación de los tratamientos luego de 15 días de inoculadas las pupas (figura 12).



Fuente: Elaboración propia, 2018.

Figura 12. Aplicación de los tratamientos utilizando una probeta de 100 ml de capacidad.

2.6.6.8. Registro de temperatura y humedad relativa

El registro de la temperatura ($^{\circ}\text{C}$) y humedad relativa (%) durante la realización del ensayo se tomó con un termohigrómetro de la marca EXTECH modelo SD500 (figura 13).



Fuente: Elaboración propia, 2018.

Figura 13. Termohigrómetro para la toma de temperatura y humedad relativa.

2.6.6.9. Manejo agronómico

El manejo agronómico consistió en el riego, nutrición y el desmalezado del cultivo. De acuerdo a recomendaciones de finca se regó el cultivo de forma diaria aplicando una lámina de agua de 1 L al día por planta dividido en dos riegos diarios, el riego se realizó de forma manual. En el caso de la nutrición, se aplicó una solución nutritiva balanceada Priva® (como se implementa en finca) el cual cuenta con los siguientes elementos N, P₂O₅, K₂O, CaO, S, Fe, Mg, B, Cu, Mn, Mo y Zn. La aplicación de Priva® se realizó una vez por semana. El desmalezado se realizó únicamente dentro y fuera del invernadero llevándose a cabo de forma manual y realizándose una vez al mes.

2.6.6.10. Análisis de la información

Se realizó un análisis mediante el uso de los modelos lineales, generales y mixtos utilizando el programa Infostat para las variables de respuesta porcentaje de eficacia, larvas/trampa y adultos/trampa, para cumplir con los supuestos de normalidad fue necesaria la transformación de los datos. Para la variable de respuesta porcentaje de eficacia se utilizó arcoseno $((Y/100)^{1/2})$ para la transformación de los datos y para las variables larvas/trampa y adultos/trampa se utilizó raíz cuadrada (ICA, 2015). En base a los resultados obtenidos se realizó un análisis de costos para determinar cuál especie y dosis utilizar para el control de la plaga.

2.7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

2.7.1. Identificación de la especie

La especie de fungus gnat de acuerdo al análisis de identificación realizado por la Universidad del Valle de Guatemala corresponde a *Bradysia impatiens* (Johannsen, 1912) (figuras 14 y 15).

UNIVERSIDAD DEL VALLE DE GUATEMALA
18 Av. 11-25, Zona 15, V.H. II
Apartado Postal No. 42, 01501
Guatemala, Guatemala, C.A.

TEL: 2368-0791 al 95
2364-0336 al 40
2364-0492 al 97
FAX: (502) 2364-0212
www.uv-gu.edu.gt

Guatemala, 16 de julio del 2018

Señores:
MIC, S.A.
Presente

Atención: Ing. Erick Gonzalez

De la muestra de moscas, de la familia Sciaridae, colectadas en las áreas de producción de pilones de sus invernaderos, me permito comentarle lo siguiente:

Se procedió a la revisión de las muestras, y a la consulta del entomólogo, Adam Broadley, especialista del grupo.

La mosca es *Bradysia impatiens*, conocida como mosquita fungosa negra (black fungus gnat). Los adultos son moscas de tamaño pequeño de 6 mm de longitud, opacas, negras o grisáceas (Figura 1). Las larvas se alimentan de hongos, algas y materia orgánica en descomposición, eventualmente son capaces de perforar raíces sanas, y en infestaciones severas ocasiona la muerte de la planta.

Las larvas y adultos pueden facilitar la infección de plántulas al llevar sobre su cuerpo esporas de hongos patógenos como *Pythium*, *Fusarium*, *Botrytis*, *Verticillium* y *Phoma*.

La principal característica de la familia es la unión de los ojos compuestos, detrás de las antenas.

Sin otro particular, me suscribo

Ing. Luis Andrés Arevalo
Laboratorio de Entomología Aplicada
l.a.arevalo@uv-gu.edu.gt
+502 23640336 Ext 21479

Figura 1. Adulto de *Bradysia* sp. (DIPTERA: Sciaridae)

Fuente: Universidad del Valle de Guatemala (UVG), 2018.

Figura 14. Hoja de identificación de la especie *Bradysia impatiens* (primera página).



UNIVERSIDAD DEL VALLE DE GUATEMALA
16 Av. 11-95 Zona 15, V.H. II
Apartado Postal No. 32 01501
Guatemala, Guatemala, C.A.

PBX: 2369-0791 al 95
2369-0300 al 40
2364-0492 al 97
Fax: (502) 2364-0212
www.uvg.edu.gt



Figura 2. Ala de *Bradysia* sp. (DIPTERA: Scleridae)

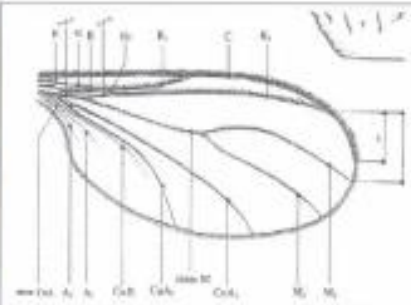


Figura 3. Diagrama general ala (DIPTERA: Scleridae)



Figura 3. Palpo maxilar *Bradysia impatiens* (DIPTERA: Scleridae)

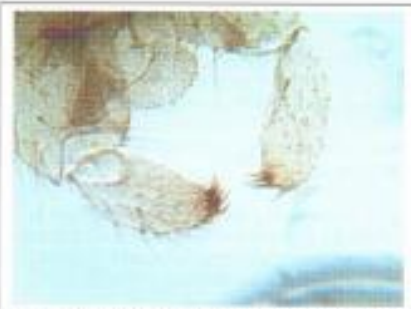


Figura 4. Gonostylus de *Bradysia impatiens* (DIPTERA: Scleridae)

Bradley, A., E. Kocama y W. Mörig. 2013. Black fungus gnats (Diptera: Scleridae) found in association with bulk-stored pistils and mushroom in Australia, with notes on cosmopolitan pest species and bioreculty interrelations. *Zootaxa* 4415(2): 201-242.

Mörig, W., K. Heller, H. Hopp, P. Vikramay y F. Menzel. 2012. Revision of the black fungus gnats (Diptera: Scleridae) of North America. *Stella entomologica* 1(9): 141-236.

Rodríguez-Rodríguez, M., P. Manuel, A. Aguilera, J. Smith. 2005. *Lex moscaea nigra* (Diptera: Scleridae) un problema emergente en los cultivos bajo plástico en Almería. *Horizontes. Transferencia Tecnológica*, No. 132. Phytoma España.

Fuente: Universidad del Valle de Guatemala (UVG), 2018.

Figura 15. Hoja de identificación de la especie *Bradysia impatiens* (segunda página).

2.7.2. Porcentaje de eficacia

El porcentaje de eficacia se calculó luego de la aplicación de los nematodos (semana 37) utilizando la fórmula de Henderson & Tilton (1955) para realizar el cálculo. El tratamiento uno (T1) corresponde al testigo, es por ello que no presenta datos de eficacia (cuadro 10).

Cuadro 10. Porcentaje de eficacia promedio de los nematodos *Steinernema carpocapsae*, *Steinernema feltiae* y *Heterorhabditis bacteriophora* a las dosis evaluadas (250,000 JI/m², 500,000 JI/m² y 1,000,000 JI/m²) durante un período de 7 semanas (semana 38 a la 44 del año 2018).

Tratamiento	Ingrediente activo	Producto comercial	Dosis (JI/m ²)	Eficacia (%)
T1	Testigo	Ninguno	0	0
T2	<i>Steinernema carpocapsae</i>	CAPSANEM	250,000	51
T3	<i>Steinernema carpocapsae</i>	CAPSANEM	500,000	70
T4	<i>Steinernema carpocapsae</i>	CAPSANEM	1,000,000	79
T5	<i>Steinernema feltiae</i>	ENTONEM	250,000	61
T6	<i>Steinernema feltiae</i>	ENTONEM	500,000	69
T7	<i>Steinernema feltiae</i>	ENTONEM	1,000,000	75
T8	<i>Heterorhabditis bacteriophora</i>	LARVANEM	250,000	65
T9	<i>Heterorhabditis bacteriophora</i>	LARVANEM	500,000	77
T10	<i>Heterorhabditis bacteriophora</i>	LARVANEM	1,000,000	85

Se realizó un análisis estadístico utilizando los modelos lineales, generales y mixtos del programa InfoStat para la variable de respuesta porcentaje de eficacia y se determinó que existieron diferencias significativas entre los tratamientos utilizados ($p < 0.0001$) y entre las semanas de monitoreo ($p < 0.0001$), es por ello que se realizó una comparación de medias para determinar él o los tratamientos con mejor resultado.

En base al análisis de comparación de medias, se determinó que los tratamientos 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9 y 10 son estadísticamente iguales y el tratamiento 2 se diferenció del resto de tratamientos (figura 16).

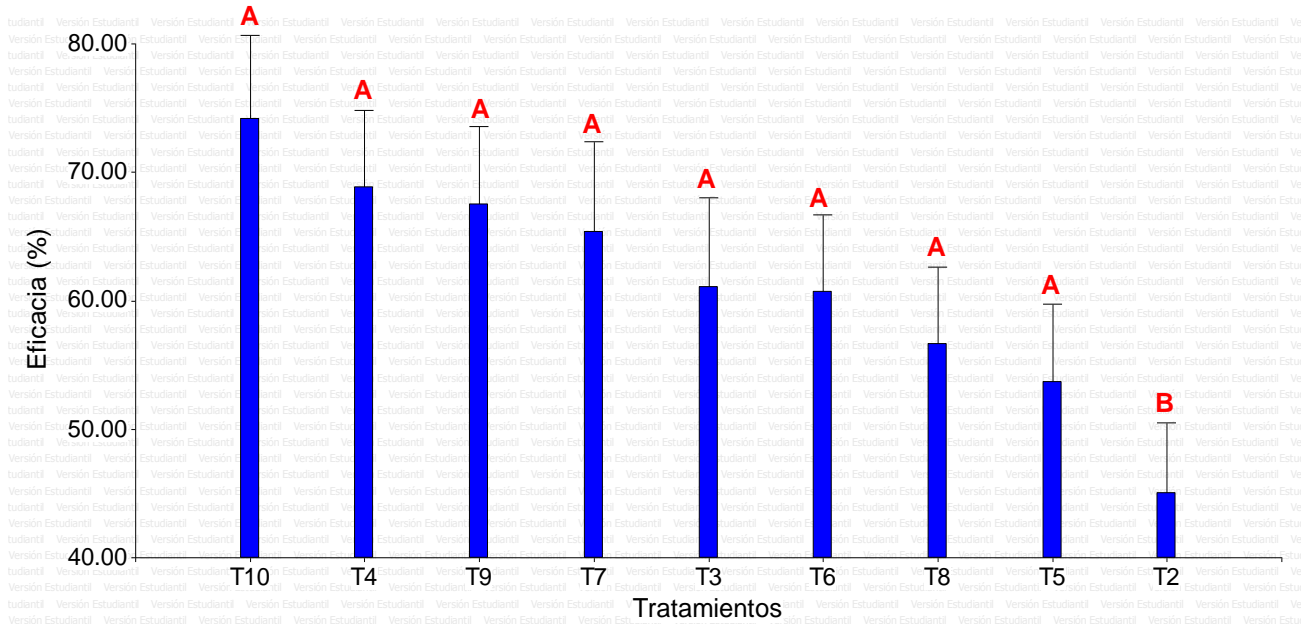


Figura 16. Porcentaje de eficacia promedio para los distintos tratamientos (error estándar de cada tratamiento: T10=6.4, T4=6.13, T9=6.30, T7=7.19, T3=5.67, T6=5.70, T8=5.57, T5=5.85 y T2=5.50), literales asignadas en base al análisis de comparación de medias.

Luego de 7 semanas de evaluación se obtuvo con el nematodo *Steinernema carpocapsae* un porcentaje de eficacia de 51 % a una dosis de 250,000 JI/m² (T2), 70 % a una dosis de 500,000 JI/m² (T3) y 79 % a una dosis de 1,000,000 JI/m² (T4). Con el nematodo *Steinernema feltiae* se obtuvo un porcentaje de eficacia de 61 % a una dosis de 250,000 JI/m² (T5), 69 % a una dosis de 500,000 JI/m² (T6) y 75 % a una dosis de 1,000,000 JI/m² (T7). El nematodo *Heterorhabditis bacteriophora* obtuvo un porcentaje de eficacia de 65 % a una dosis de 250,000 JI/m² (T8), 77 % de eficacia a una dosis de 500,000 JI/m² (T9) y 85 % a una dosis de 1,000,000 JI/m² (T10).

Los resultados anteriores coinciden con los reportados por Lacey & Georgis (2012) al determinar que los nematodos *S. feltiae* y *Heterorhabditis sp.* con una dosis de $1.5 \times 10^6 \text{JI/m}^2$ se logra un buen nivel de control sobre especies como *Bradysia coprophila* y *Bradysia difformis* en cultivos bajo invernadero. Mansilla, Pastorizaet, & Pérez (2001) y Jagdale et. al. (2017) determinaron que los nematodos *S. feltiae* y *Heterorhabditis sp.* son efectivos para el control de larvas de *Bradysia impatiens* y *Bradysia difformis*. Otros autores como Clarson (2006) señalan que las especies de nematodos *S. feltiae*, *S. carpocapsae* y *H. bacteriophora* pueden ser utilizados como insecticidas en el control biológico en cultivos ornamentales.

Por otro lado, se realizó una comparación de medias para el porcentaje de eficacia en función de las 7 semanas evaluadas y se determinó que la semana 39 todos los tratamientos presentaron los porcentajes de eficacia más altos, es decir que luego de 2 semanas de la aplicación de los nematodos se logran los porcentajes de eficacia más altos y por ende mejor control sobre la plaga (figura 17).

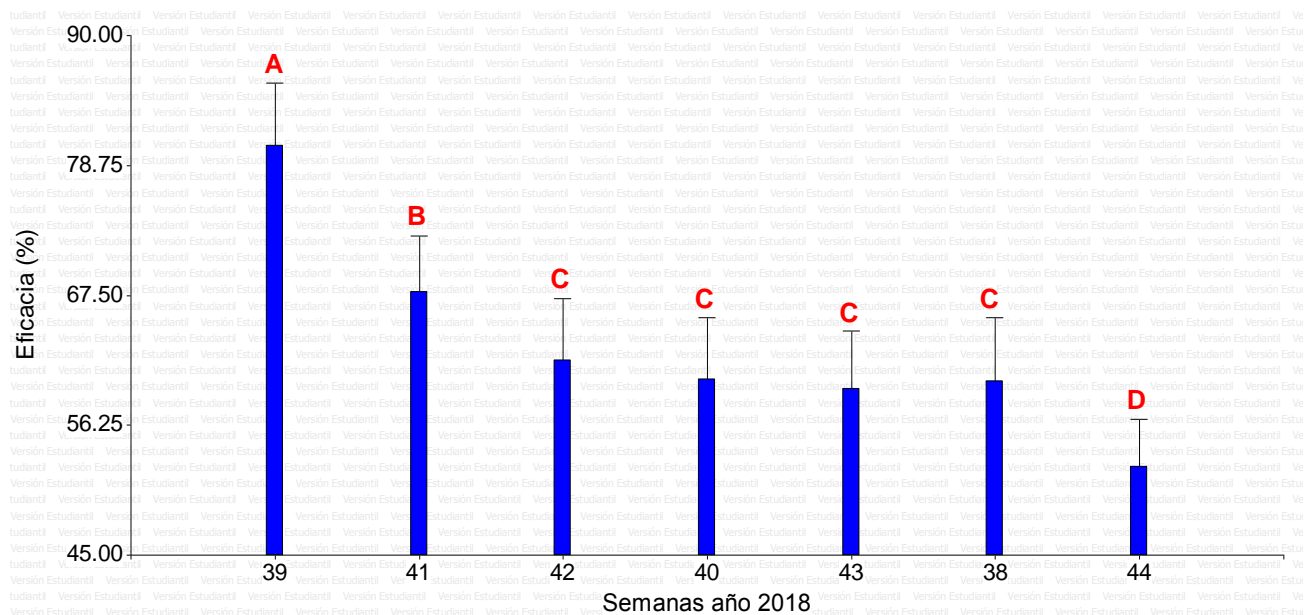


Figura 17. Porcentaje de eficacia promedio para los distintos tratamientos en función de las semanas de evaluación (error estándar de cada semana: 39=5.49, 41=4.91, 42=5.42, 40=5.30, 43=4.96, 38=5.55 y 44=4.10), literales asignadas en base al análisis de comparación de medias.

Es de considerar que los nematodos entomopatógenos necesitan un período de aclimatación en el nuevo medio donde se encuentran, por el efecto del cambio de temperatura y la humedad en el sustrato para la movilidad de los nematodos. Es por ello que en la semana 38 el porcentaje de eficacia encontrado fue menor a la semana 39, por el período de aclimatación de los nematodos. Luego de la semana 39 la eficacia de los nematodos comienza a disminuir progresivamente, esto concuerda con autores como Jacas (2005) y Sáenz et. al. (2011) que mencionan que los nematodos tienen una capacidad de persistencia de 2 a 3 semanas una vez son aplicados en el suelo.

2.7.3. Análisis población larvas/trampa

Se realizó un análisis estadístico para la variable larvas/trampa utilizando los modelos lineales, generales y mixtos del programa InfoStat, el análisis mostró diferencias significativas entre los tratamientos ($p < 0.0001$) y las semanas evaluadas ($p < 0.0001$), por lo tanto, se procedió a realizar un análisis de comparación de medias para determinar cuál de los tratamientos y las semanas evaluadas fue la que brindó mejor resultado (figuras 21A y 22A).

En base a lo anterior, se determinó que la aplicación de los nematodos *Steinernema carpocapsae*, *Steinernema feltiae* y *Heterorhabditis bacteriophora* a sus diferentes dosis redujeron la población de larvas/trampa de *B. impatiens*. Se determinó que los tratamientos 4, 7, 9 y 10 presentaron el menor número de larvas/trampa de *B. impatiens* durante más tiempo (figura 18).

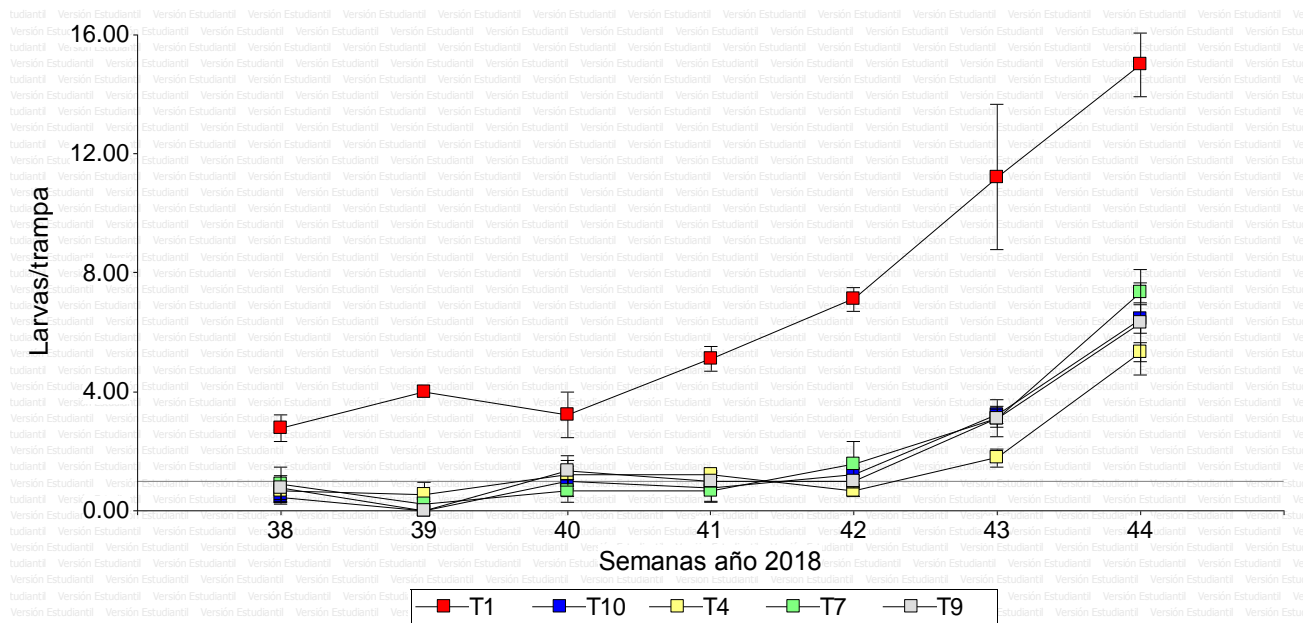


Figura 18. Comportamiento de la población de larvas/trampa para los tratamientos 1, 4, 7, 9 y 10 durante un período de 7 semanas (línea de corte = umbral económico, 0,55 larvas/m²).

Los tratamientos corresponden a la dosis más alta de 1,000,000 JI/m², excepto el tratamiento 9 que corresponde a la dosis de 500,000 JI/m². Otro aspecto importante es que en los tratamientos 4, 7, 9 y 10 la población de larvas de *B. impatiens* se mantuvo debajo del umbral económico recomendado por Rettke (2004) (0.55 larvas/m²) durante 4 a 5 semanas, lo cual es importante para evitar daños económicos hacia el cultivo de gerbera.

En los tratamientos 2, 3, 5, 6 y 8 se apreció una disminución de la población de larvas/trampa de *B. impatiens* (figura 19).

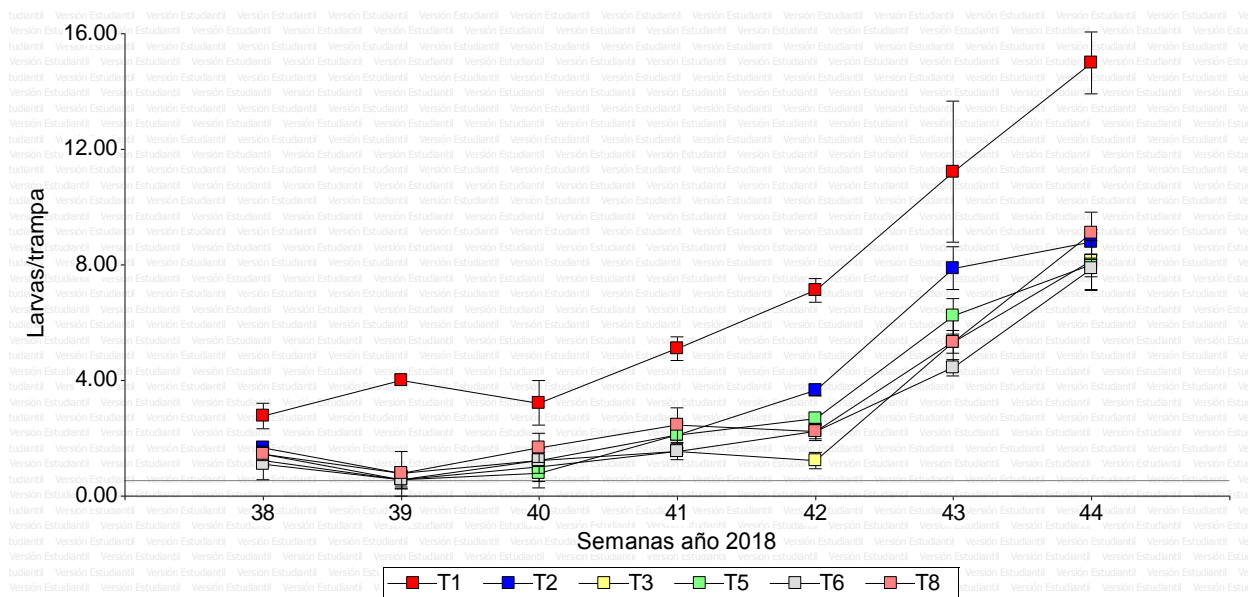


Figura 19. Comportamiento de la población de larvas/trampa para los tratamientos 1, 2, 3, 5, 6 y 8 durante un período de 7 semanas (línea de corte = umbral económico, 0.55 larvas/m²).

Estos tratamientos correspondieron a la dosis más baja utilizada de 250,000 JI/m², excepto por los tratamientos 3 y 6 que corresponden a la dosis de 500,000 JI/m². Por otro lado, también se determinó que la población de larvas de *B. impatiens* se encontró por debajo del umbral económico durante un período de 3 semanas, lo que nos indica que al utilizar una dosis menor de nematodos la población de *B. impatiens* incrementó de forma más acelerada.

En base a lo anterior se determinó que cuando se utilizan las dosis altas de cualquiera de las tres especies de nematodos se ve reducida la población de larvas/trampa por un período tiempo de 4 a 5 semanas, mientras que al utilizar las dosis más bajas la población se reduce por un período de tiempo de 3 semanas, en base a estos resultados es recomendable realizar una nueva aplicación cada 3 semanas para las dosis más bajas y cada 4 semanas para las dosis más altas y de esa forma mantener baja la población de larvas de *B. impatiens* durante más tiempo, dado que, el cultivo de gerbera (*Gerbera jamesonii*) tiene un período de producción comercial de tres años (Ramírez, 2012).

2.7.4. Análisis población adultos/trampa

Se realizó un análisis estadístico haciendo uso de los modelos lineales, generales y mixtos del programa InfoStat para la variable de respuesta adultos/trampa (figura 20).

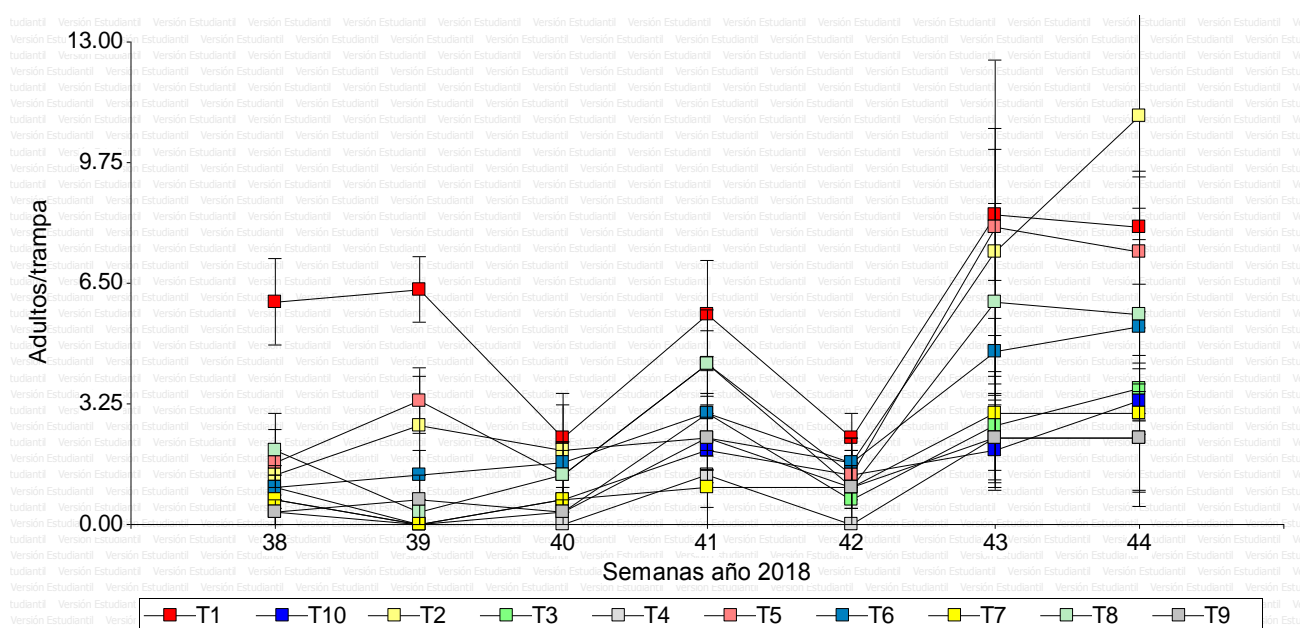


Figura 20. Comportamiento de la población de adultos/trampa para los tratamientos evaluados durante un período de 7 semanas.

En base al análisis, se determinó que existen diferencias significativas entre los tratamientos ($p < 0.0036$) utilizados y las semanas de la investigación ($p < 0.0001$). Por lo tanto, se realizó un análisis de comparación de medias para determinar cuál o cuáles tratamientos presentaron el mejor resultado (figuras 23A y 24A).

En base a lo anterior, las especies de nematodos *Steinernema carpocapsae*, *Steinernema feltiae* y *Heterorhabditis bacteriophora* de los tratamientos 3, 4, 7, 9 y 10 mostraron una población menor de adultos/trampa a las dosis de 500,000 y 1,000,000 JI/m², debido a que al aplicar nematodos entomopatógenos podemos reducir la población larvas y consecuentemente se reduce la población de adultos de *B. impatiens* durante 3 semanas. Por otro lado, en los tratamientos 1, 2, 5, 6, 8 y el testigo hubo un incremento más acelerado de la población de larvas/trampa, debido a que los tratamientos corresponden a la dosis

más baja utilizada de 250,000 JI/m², excepto el tratamiento 6 con una dosis de 500,000 JI/m².

2.7.5. Análisis de costos

Debido a que el uso de cualquiera de las tres especies de nematodos entomopatógenos es efectivo para el control de larvas de *Bradysia impatiens* en el cultivo de *Gerbera jamesonii*, se realizó un análisis de costos de los productos utilizados (cuadros 11 y 12).

Cuadro 11. Precio de productos CAPSANEM, ENTONEM y LARVANEM utilizados en la investigación.

Especie	Producto	Precio*
<i>Steinernema carpocapsae</i>	CAPSANEM	Q. 408.24
<i>Steinernema feltiae</i>	ENTONEM	Q. 396.54
<i>Heterorhabditis bacteriophora</i>	LARVANEM	Q. 411.15

*Los productos vienen en una presentación de 50 millones de juveniles infectivos.

Cuadro 12. Costo de productos evaluados, porcentaje de eficacia promedio y tiempo de control.

Especie	Dosis (JI/m ²)	Costo/m ²	Eficacia (%)	Tiempo control (semanas)
<i>Steinernema carpocapsae</i>	250000	Q. 2.04	53	3
<i>Steinernema carpocapsae</i>	500000	Q. 4.08	72	3
<i>Steinernema carpocapsae</i>	1000000	Q. 8.16	80	5
<i>Steinernema feltiae</i>	250000	Q. 1.98	63	3
<i>Steinernema feltiae</i>	500000	Q. 3.97	71	3
<i>Steinernema feltiae</i>	1000000	Q. 7.93	78	5
<i>Heterorhabditis bacteriophora</i>	250000	Q. 2.06	66	3
<i>Heterorhabditis bacteriophora</i>	500000	Q. 4.11	79	5
<i>Heterorhabditis bacteriophora</i>	1000000	Q. 8.22	87	5

Se determinó que, si se necesita mantener baja la población de larvas de *B. impatiens* durante un período de tiempo de 5 semanas será necesaria la aplicación de: *Steinernema carpocapse* a una dosis de 1,000,000 JI/m² con un costo de Q. 8.16 (80 % de eficacia); *Steinernema feltiae* a una dosis de 1,000,000 JI/m² con un costo de Q. 7.93 (78 % de eficacia); o utilizar la especie *Heterorhabditis bacteriophora* a una dosis de 500,00 JI/m² a un costo de Q. 4.11 (79 % de eficacia) o una dosis de 1,000,000 JI/m² con un costo de Q. 8.22 (87 % de eficacia).

Por otro lado, si se necesita mantener baja la población de larvas de *B. impatiens* durante un período de 3 semanas será necesaria la aplicación de: *S. carpocapsae* a una dosis de 250,000 JI/m² con un costo de Q. 2.04 (53 % de eficacia) o a una dosis de 500,000 JI/m² con un costo de Q. 4.08 (72 % de eficacia); *S. feltiae* a una dosis de 250,000 JI/m² con un costo de Q. 1.98 (63 % de eficacia) o a una dosis de 500,000 JI/m² con un costo de Q. 3.97 (71 % de eficacia); o utilizar la especie *H. bacteriophora* a una dosis de 250,000 JI/m² con un costo de Q. 2.06 (66 % de eficacia).

Es importante considerar que, se necesitan realizar aplicaciones en intervalos de 3 o 5 semanas, dependiendo de la especie y dosis seleccionada para evitar que la población de larvas de *B. impatiens* aumente. Otro aspecto a considerar según Sáenz et. al. (2011) es que la especie *S. carpocapsae* se adapta mejor a climas templados-fríos, la especie *S. feltiae* se adapta bien a climas templados y la especie *H. bacteriophora* se adapta bien a climas cálidos, de este modo, la selección de la especie dependerá también del clima donde se aplicarán para obtener buen control sobre la población de larvas.

2.8. CONCLUSIONES

1. El laboratorio de Entomología Aplicada de la Universidad del Valle de Guatemala (UVG) determinó que la especie de fungus gnat es *Bradysia impatiens* (Johannsen, 1912).
2. El nematodo entomopatógeno *Steinernema carpocapsae* tuvo un porcentaje de eficacia de 53 % con la dosis de 250,000 JI/m² (T2), 72 % con la dosis de 500,000 JI/m² (T3) y 80 % con una dosis de 1,000,000 JI/m² (T4); presentando mejor control a una dosis entre 500,000 y 1,000,000 JI/m².
3. El nematodo entomopatógeno *Steinernema feltiae* tuvo un porcentaje de eficacia de 63 % con la dosis 250,000 JI/m² (T5), 71 % con una dosis de 500,000 JI/m² (T6) y 78 % con una dosis de 1,000,000 JI/m² (T7); presentando mejor control a una dosis de 250,000 JI/m².
4. El nematodo entomopatógeno *Heterorhabditis bacteriophora* tuvo un porcentaje de eficacia de 66 % con una dosis de 250,000 JI/m² (T8), 79 % con una dosis de 500,000 JI/m² (T9) y 87 % con una dosis de 1,000,000 JI/m² (T10); presentando mejor control a una dosis entre 500,000 y 1,000,000 JI/m².
5. Se determinó que las especies *Steinernema carpocapsae* a una dosis de 500,000 y 1,000,000 JI/m², *Steinernema feltiae* a una dosis de 1,000,000 JI/m² y *Heterorhabditis bacteriophora* a una dosis de 500,000 y 1,000,000 JI/m², presentaron un menor número de larvas/trampa y adultos/trampa respecto al testigo sin aplicación por 4 semanas.
6. Se determinó que los productos ENTONEM y LARVANEM presentaron el menor costo con Q. 1.98/m² (reducir la población durante 3 semanas) y Q. 4.11/m² (reducir la población durante 5 semanas), respectivamente.

2.9. RECOMENDACIONES

1. Las especies de nematodos entomopatógenos *Steinernema carpocapsae*, *Steinernema feltiae*, y *Heterorhabditis bacteriophora* pueden ser utilizados para el control biológico de larvas de *Bradysia impatiens* en el cultivo de gerbera *Gerbera jamesonii*.
2. Si se desea mantener la población de larvas de *Bradysia impatiens* por debajo del umbral económico (0.55 larvas/m²) durante un período de 5 semanas es recomendable aplicar la especie *Heterorhabditis bacteriophora* a una dosis de 500,00 JI/m² a un costo de Q. 4.11/m² (79 % de eficacia).
3. Si se desea mantener la población de larvas de *B. impatiens* por debajo del umbral económico (0.55 larvas/m²) durante un período de 3 semanas es recomendable aplicar *Steinernema feltiae* a una dosis de 250,000 JI/m² con un costo de Q. 1.98/m² (63 % de eficacia).
4. Debido a la importancia que presenta esta plaga en condiciones de invernaderos es importante en futuras investigaciones evaluar el comportamiento de los nematodos con distintos intervalos de aplicación y durante un período de tiempo mayor.

2.10. BIBLIOGRAFÍA

1. Arenales, OF. 2017. Uso de nematodos entomopatogenos para el control de *Anomala* sp. en el cultivo de piña (*Ananas comosus*), Finca Popoyán, Santa Lucía Cotzumalguapa, Escuintla, Guatemala. Tesis Ing. Agr. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía. 147 p.
2. Biobest. 2019. Mosca esciarida (en línea). Consultado 22 feb. 2018. Disponible en <https://www.biobestgroup.com/es/biobest/plagas-y-enfermedades/mosca-esciarida-5012/>
3. Carballo, M; Falguni, G. 2004. Control biológico de plagas agrícolas (en línea). Managua, Nicaragua, CATIE. Consultado 22 feb. 2018. Disponible en <http://orton.catie.ac.cr/repdoc/A4440e/A4440e.pdf>
4. Cibrán, D; García, S; Macías, B. 2008. Manual de identificación y manejo de plagas y enfermedades en viveros forestales. México, Comisión Nacional Forestal, CONAFOR. 144 p.
5. Clarson, D. 2006. Microorganisms as bio-control agents. Kottayam, India, Elsevier. 148 p.
6. De La Cruz, JR. 1982. Clasificación de zonas de vida de Guatemala a nivel de reconocimiento. Guatemala, Instituto Nacional Forestal. 38 p.
7. De Liñán, C. 2015. Vademecum de productos fitosanitarios y nutricionales. México, Agrotécnicas. 813 p.
8. Florist, Holanda. 2017. Descripción del cultivo hidropónico de gerbera. Paises Bajos, Holland Florist. 12 p.
9. France, A. 2015. Monitoreo de fungus gnat en condiciones de invernadero (en línea). Consultado 1 mar. 2018. Colombia, INIA. Disponible en <http://www2.inia.cl/medios/biblioteca/boletines/NR38793.pdf>
10. Francisco, M. 2003. Efecto de siete soluciones con elementos mayores (N, P, K, Ca, Mg y S) en la producción de semilla de gerbera (*Gerbera jamesonii*) bajo condiciones de invernadero (en línea). Tesis MSc. Coahuila, México, Universidad Autónoma Agraria "Antonio Narro". Consultado 22 mar. 2018. Disponible en http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/7038/RA_MIREZ%20CANO%2C%20ELIZABET%20TESIS%20%20MAESTRIA.pdf?sequence=1
11. Gallegos de León, C. 2010. Evaluación de la productividad de *Gerbera jamesonii* L. en el corredor florícola del Estado de México (en línea). Tesis Ing. Agr. Hort. Coahuila, México, Universidad Autónoma Agraria "Antonio Narro". Consultado 23 feb. 2019. Disponible en

<http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/5051/T18125%20GALLEGOS%20%20%20DE%20LEON,%20CARLOS%20%20TESIS.pdf?sequence=1>

12. Gamboa, L. 1991. Cultivo de gerbera. San José, Costa Rica, Universidad Estatal a Distancia. 64 p.
13. García del Pino, F. 1994. Los nematodos entomopatógenos (Rhabditida: Steinernematidae y Heterorhabditidae) presentes en Cataluña y su utilización para el control biológico de insectos. Tesis Ing. Agr. Barcelona, España, Universitat Autònoma de Barcelona. 88 p.
14. García, F. 2008. Fungus gnat: insecto plaga en ornamentales. Morelos, México, SAGARPA. 6 p.
15. Gaugler, R; Kaya, H. 1990. Entomopathogenic nematodes in biological control. Estados Unidos, CRC Press. 8 p.
16. Jacas, J. 2005. El control biológico de plagas y enfermedades. Navarra, España, Publicacions de la Universitat I. 22 p.
17. Koppert, Holanda. 2019. Productos CAPSANEM, ENTONEM y LARVANEM (en línea). Consultado 25 mar. 2018. Disponible en <https://www.koppert.es/productos/productos-contr-plagas-enfermedades/>
18. Malais, M; Ravensberg, W. 2006. Conocer y reconocer las plagas de los cultivos protegidos y sus enemigos naturales. Países Bajos, Koppert. 400 p.
19. Mansilla, J; Pastoriza, M; Pérez, R. 2001. Estudio sobre la biología y control de *Bradysia paupera* Tuomi-koski (= *Bradysia difformis* Frey) (Diptera: Sciaridae) (en línea). Pontevedra, MAPAMA. Consultado 23 jul. 2018. Disponible en <https://www.miteco.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/plagas/BSVP-27-03-411-417.pdf>
20. Muñoz, G; Gándara, N; Melgar, R. 2016. Comercio de flores mueve US\$100 millones. Prensa Libre, Guatemala, junio, día:20.
21. NGIA, Australia. 2013. Fungus gnat pest management plan for production nurseries (en línea). Australia. Consultado 1 feb. 2018. Disponible en https://www.ngia.com.au/Attachment?Action=Download&Attachment_id=185
22. Nicholls, CI. 2008. Control biológico de insectos: un enfoque agroecológico (en línea). Antioquia, Colombia, Universidad de Antioquia. Consultado 20 feb. 2018. Disponible en <http://wp.globalalternatives.org/wp-content/uploads/2014/01/Control-biologico-de-insectos-un-enfoque-agroecologico.pdf>

23. Oliva, V; Bonilla, G. 2014. El nemátodo entomopatógeno *Steinernema carpocapsae* para el control biológico de la plaga *Sagalassa valida* Walker en palma aceitera *Elaeis guineensis*: Una alternativa al uso de pesticidas químicos. Revista Naturaleza, Sociedad y Ambiente, Guatemala 14(1):85-95.
24. Olivera, V; Gutiérrez, M; Gutiérrez, J; Andrade, M. 2000. Cultivo *in-vitro* de gerbera (*Gerbera jamesonii* H. Bolus) y su aclimatación en invernadero (en línea). Bioagro 12(3):75-80. Consultado 2 mayo 2018. Disponible en <https://www.redalyc.org/pdf/857/85712303.pdf>
25. Pastoriza, M; Pérez, R; Salinero, M. 2001. Estudio sobre la biología y el control de *Bradysia difformis* en plantas de estacilla de *Eucalyptus* y otras ornamentales (en línea). Pontevedra, España, Estación Fitopatológica "Do Areeiro". Consultado 4 feb. 2018. Disponible en http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1405-04712015000100009
26. Piovano, MV. 2007. Cultivos de gerbera en Mendoza (en línea). Mendoza, Argentina, INTA. Consultado 22 abr. 2018. Disponible en https://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-cultivo_de_gerberas.pdf
27. Pundt, L. 2016. Managing fungus gnats in the greenhouse (en línea). Connecticut, Estados Unidos, Department of Plant Science and Landscape Architecture UConn Extension. Consultado 13 abr. 2018. Disponible en <https://www.bookstore.ksre.ksu.edu/pubs/MF2937.pdf>
28. Radice, S; Marconi, P. 1998. Clonación *in vitro* de diversos cultivares de *Gerbera jamesonii* a partir de capítulos florales. Revista de la Facultad de Agronomía, La Plata, Argentina 103(2):111-118.
29. Ramírez, E. 2012. Uso de productos ecológicos en la producción y calidad de semillas de *Gerbera jamesonii*. Coahuila, México, Universidad Autónoma Agraria "Antonio Narro". 57 p.
30. Raymond, A. 2008. Management of fungus gnats (*Bradysia* spp.) in greenhouses and nurseries. Manhattan, Estados Unidos, Global Science Books. 6 p.
31. Rettke, S. 2004. Grower 101: Pest counts and action thresholds (en línea). Estados Unidos, GPN Green House News. Consultado 27 feb. 2018. Disponible en <https://gpnmag.com/article/grower-101-pest-counts-and-action-thresholds/>
32. Sáenz, A; López, C; Galindo, L. 2011. Experiencias con nemátodos entomopatógenos: retos y oportunidades de uso en Latinoamérica., Colombia: Programa Iberoamericano de Ciencia y Tecnología para el desarrollo (CYTED) (en línea). Colombia, CYTED. Consultado 30 mar. 2018. Disponible en <http://es.scribd.com/doc/280593489/Produccion-de-nemátodosentomopatogenos-por-metodos-in-vitro#scribd>

33. Sakata, USA. 2017. Tutorial para la producción de gerbera (en línea). Estados Unidos. Consultado 15 mar. 2018. Disponible en http://www.sakataornamentals.com/_ccLib/attachments/plants/Tutorial+de+Produccion+de+Gerbera-0517-SAKATA.pdf
34. Vides, A. 2018. Snapdragons la nueva flor de tendencia para el día del cariño (en línea). Agexport, Periódico Digital del Sector Exportador, Guatemala, febrero, 16:23. Consultado 20 mar. 2018. Disponible en <http://agexporthoy.export.com.gt/sectores-de-exportacion/sector-agricola/snapdragons-la-nueva-flor-tendencia-dia-del-carino/>
35. Villanueva, E; Ibáñez, S; Lomelí, J; Valdez, J. 2013. Identificación y caracterización de la mosca negra, *Bradysia difformis* (Diptera: Sciaridae) en el cultivo de nochebuena (*Euphorbia pulcherrima*) en el centro de México. Acta Zoológica Mexicana 29(2):363-375. Consultado 10 d e marzo. 2018. Disponible en: <https://www.redalyc.org/html/575/57527864008/>
36. Wilkingson, J; Daugherty, D. 2003. The biology and immature stages of *Bradysia impatiens* (Diptera: Sciaridae) (en línea). Estados Unidos, Entomological Society of America. Consultado 22 mar. 2018. Disponible en <https://academic.oup.com/aesa/article-abstract/63/3/656/10256>

2.11. ANEXOS

2.11.1. Análisis estadísticos

Cuadro 13A. Análisis estadístico para la variable respuesta porcentaje de eficacia haciendo uso de los modelos lineales generales y mixtos del programa Infostat.

Resultados para el modelo: mlm.modelo.000_Eficacia_REML						
Variable dependiente: Eficacia						
Medidas de ajuste del modelo						
N	AIC	BIC	logLik	Sigma	R2_0	R2_1
240	-25.57	226.6	94.78	0.09	0.94	0.96
AIC y BIC menores implica mejor						
Pruebas de hipótesis marginales (SC tipo III)						
	numDF	denDF	F-value	p-value		
(Intercept)	1	140	3550	<0.0001		
Tratamientos	9	20	46.24	<0.0001		
Semana	7	140	240.36	<0.0001		
Tratamientos:Semana	63	140	4.12	<0.0001		

Cuadro 14A. Análisis estadístico para la variable de respuesta larvas/trampa haciendo uso de los modelos lineales, generales y mixtos utilizando el programa Infostat.

Resultados para el modelo: mlm.modelo.001_RAIZ_Larvas_REML						
Variable dependiente: RAIZ_Larvas						
Medidas de ajuste del modelo						
N	AIC	BIC	logLik	Sigma	R2_0	R2_1
240	410.05	662.22	-123.03	0.39	0.9	0.91
AIC y BIC menores implica mejor						
Pruebas de hipótesis marginales (SC tipo III)						
	numDF	denDF	F-value	p-value		
(Intercept)	1	140	3325.06	<0.0001		
Tratamientos	9	20	15.36	<0.0001		
Semana	7	140	172.02	<0.0001		
Tratamientos:Semana	63	140	1.62	0.0102		

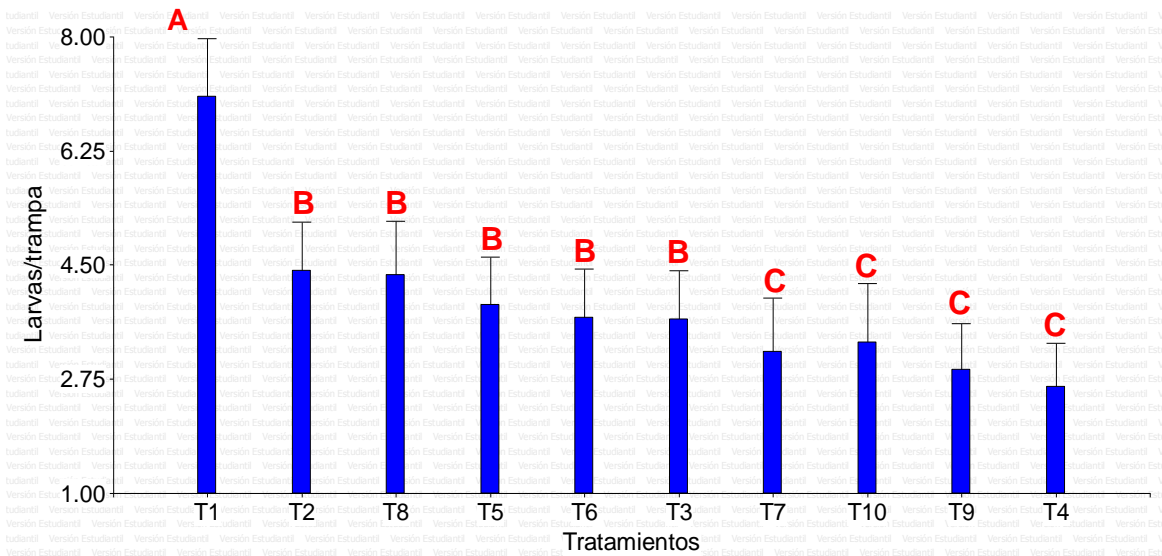


Figura 21A. Número promedio de larvas/trampa para los distintos tratamientos (error estándar de cada tratamiento: T1=0.89, T2=0.74, T8=0.82, T5=0.74, T6=0.75, T3=0.74, T7=0.83, T10=0.91, T9=0.71 y T4=0.66), literales asignadas en base al análisis de comparación de medias.

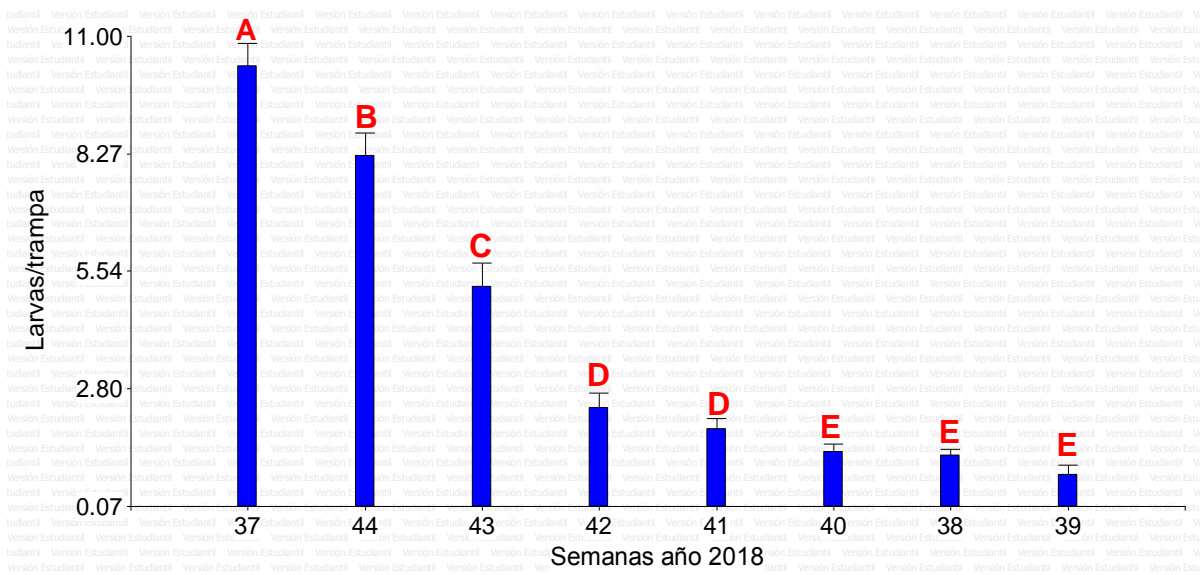


Figura 22A. Número promedio de larvas/trampa en función de las semanas de evaluación (error estándar de cada semana: 37=0.53, 44=0.52, 43=0.55, 42=0.35, 41=0.25, 40=0.19, 38=0.15 y 39=0.22), literales asignadas en base al análisis de comparación de medias.

Cuadro 15A. Análisis estadístico para la variable respuesta adultos/trampa haciendo uso de los modelos lineales, generales y mixtos del programa Infostat.

Resultados para el modelo: mlm.modelo.017_RAIZ_Adultos_REML						
Variable dependiente: RAIZ_Adultos						
Medidas de ajuste del modelo						
N	AIC	BIC	logLik	Sigma	R2_0	R2_1
210	546.36	758.16	-201.18	0.72	0.58	0.7
AIC y BIC menores implica mejor						
Pruebas de hipótesis marginales (SC tipo III)						
	numDF	denDF	F-value	p-value		
(Intercept)	1	120	218.54	<0.0001		
Tratamientos	9	20	4.21	0.0036		
Semana	6	120	17.54	<0.0001		
Tratamientos:Semana	54	120	0.66	0.0054		

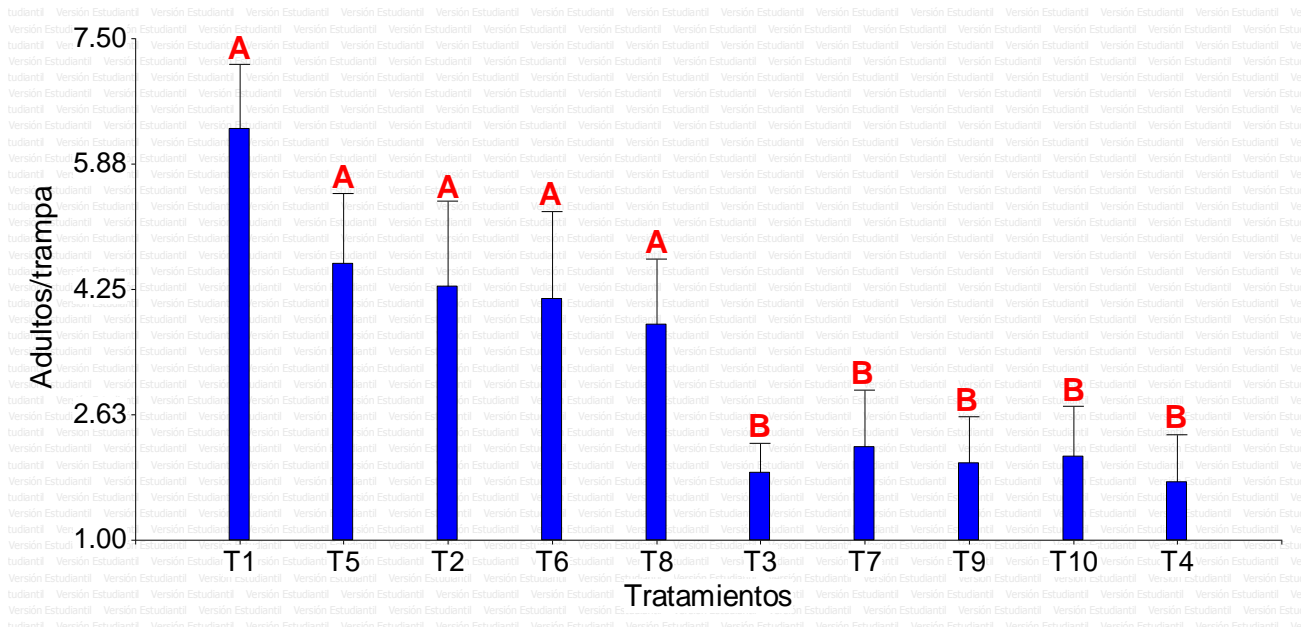


Figura 23A. Número promedio de adultos/trampa para los distintos tratamientos (error estándar de cada tratamiento: T1=0.84, T5=0.91, T2=1.10, T6=1.13, T8=0.85, T3=0.38, T7=0.73, T9=0.60, T10=0.65 y T4=0.62), literales asignadas en base al análisis de comparación de medias.

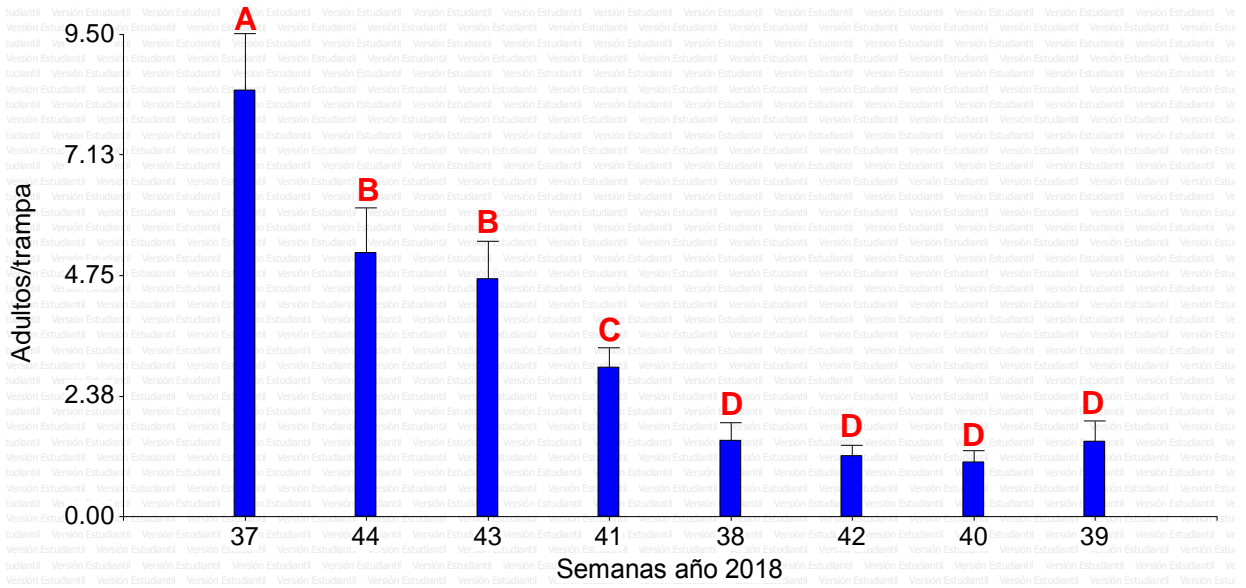


Figura 24A. Número promedio de adultos/trampa en función de las semanas de evaluación (error estándar de cada semana: 37=1.10, 44=0.88, 43=0.75, 41=0.40, 38=0.35, 42=0.20, 40=0.23 y 39=0.41), literales asignadas en base al análisis de comparación de medias.

2.11.2. Población de larvas y adultos

Cuadro 16A. Número de larvas/trampa promedio durante las semanas de evaluación (semana 37 a la 44 del año 2018).

Semana	S37	S38	S39	S40	S41	S42	S43	S44
Tratamientos	Promedio larvas/trampa							
T1	8.2	2.8	4.0	3.2	5.1	7.1	11.2	15.0
T2	9.2	1.7	0.8	1.2	2.1	3.7	7.9	8.8
T3	10.1	1.4	0.6	1.0	1.6	1.2	5.3	8.1
T4	9.7	0.7	0.6	1.2	1.2	0.7	1.8	5.3
T5	9.6	1.2	0.6	0.8	2.1	2.7	6.2	8.0
T6	10.6	1.1	0.6	1.2	1.6	2.2	4.4	7.9
T7	10.9	0.9	0.2	0.7	0.7	1.6	3.1	7.3
T8	11.8	1.4	0.8	1.7	2.4	2.2	5.3	9.1
T9	9.7	0.8	0.0	1.3	1.0	1.0	3.1	6.3
T10	13.3	0.4	0.0	1.0	0.8	1.2	3.2	6.4
PROMEDIO	10.3	1.2	0.8	1.3	1.9	2.4	5.2	8.2

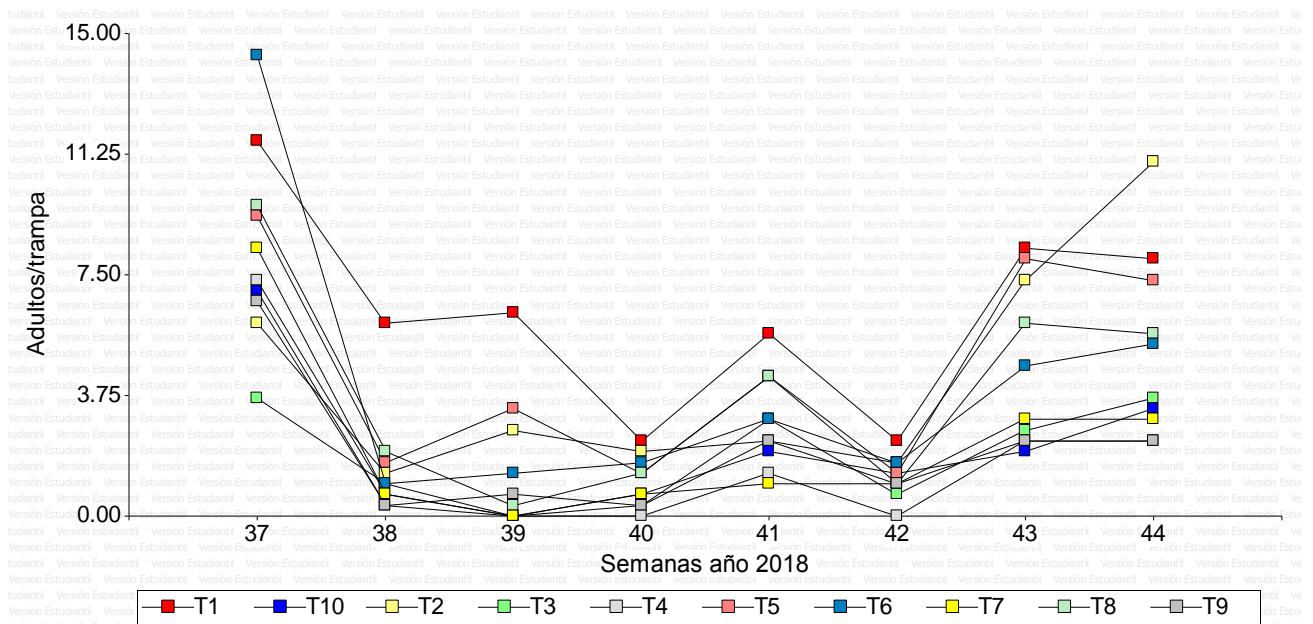


Figura 25A. Gráfica de la población de larvas/trampa durante la investigación de la semana 37 a la 44 del año 2018.

Cuadro 17A. Número de adultos/trampa promedio durante las semanas de evaluación (semana 37 a la 44 del año 2018).

Semana	S37	S38	S39	S40	S41	S42	S43	S44
Tratamientos	Promedio adultos/trampa							
T1	11.67	6.00	6.33	2.33	5.67	2.33	8.33	8.00
T2	6.00	1.33	2.67	2.00	2.33	1.67	7.33	11.00
T3	3.67	1.00	0.00	0.33	3.00	0.67	2.67	3.67
T4	7.33	0.67	0.00	0.00	1.33	0.00	2.33	2.33
T5	9.33	1.67	3.33	1.33	4.33	1.33	8.00	7.33
T6	14.33	1.00	1.33	1.67	3.00	1.67	4.67	5.33
T7	8.33	0.67	0.00	0.67	1.00	1.00	3.00	3.00
T8	9.67	2.00	0.33	1.33	4.33	1.00	6.00	5.67
T9	6.67	0.33	0.67	0.33	2.33	1.00	2.33	2.33
T10	7.00	0.33	0.00	0.67	2.00	1.33	2.00	3.33
PROMEDIO	8.04	1.50	1.47	1.07	2.93	1.20	4.67	5.20

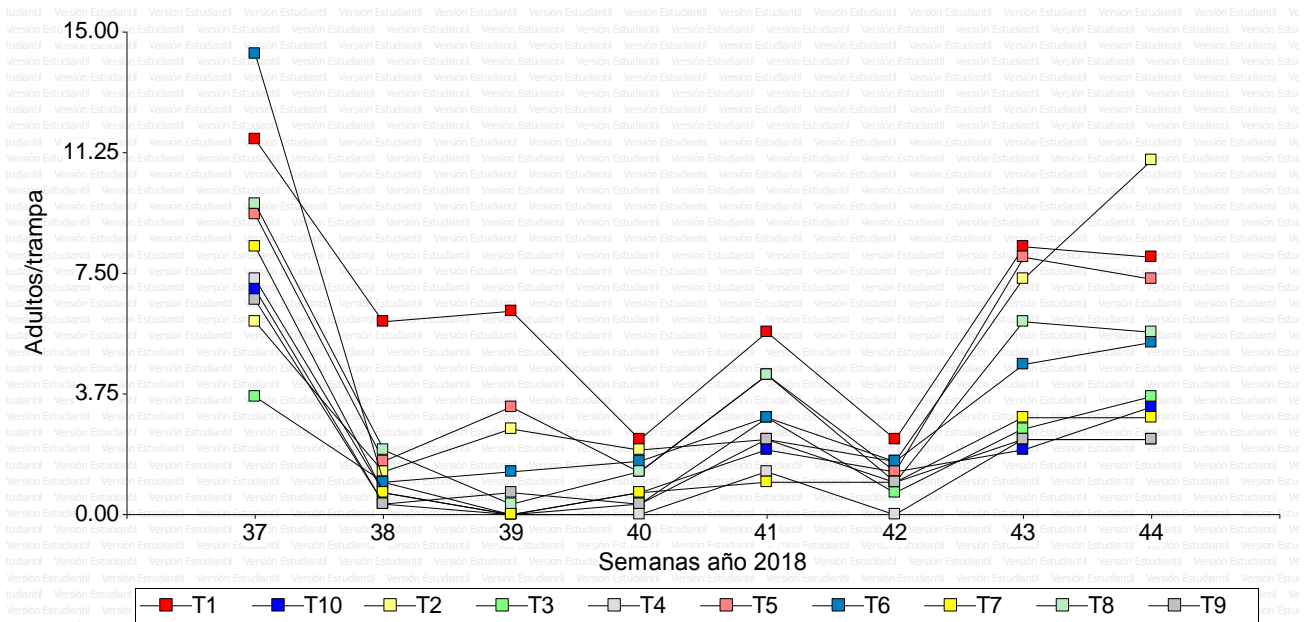


Figura 26A. Gráfica de la población de adultos/trampa durante la investigación de la semana 37 a la 44 del año 2018.

2.11.3. Base de datos de la investigación

Cuadro 18A. Base de datos durante la semana 37 a la 44 del año 2018 para la prueba de eficacia de nematodos entomopatógenos.

<u>Tratamientos</u>	<u>Repetición</u>	<u>Semana</u>	<u>Adultos</u>	<u>Larvas</u>	<u>Eficacia%</u>	<u>Eficacia</u>
t1	1	37	5	7.67	0.00	0.00
t1	2	37	10	7.00	0.00	0.00
t1	3	37	20	10.00	0.00	0.00
t2	1	37	4	8.67	0.00	0.00
t2	2	37	11	6.33	0.00	0.00
t2	3	37	3	12.67	0.00	0.00
t3	1	37	4	9.33	0.00	0.00
t3	2	37	3	11.00	0.00	0.00
t3	3	37	4	10.00	0.00	0.00
t4	1	37	4	13.00	0.00	0.00
t4	2	37	5	9.00	0.00	0.00
t4	3	37	13	7.00	0.00	0.00
t5	1	37	10	7.00	0.00	0.00
t5	2	37	15	14.33	0.00	0.00
t5	3	37	3	7.33	0.00	0.00
t6	1	37	26	8.33	0.00	0.00
t6	2	37	12	9.33	0.00	0.00
t6	3	37	5	14.00	0.00	0.00
t7	1	37	2	6.00	0.00	0.00
t7	2	37	16	10.67	0.00	0.00
t7	3	37	7	16.00	0.00	0.00
t8	1	37	12	9.33	0.00	0.00
t8	2	37	14	12.33	0.00	0.00
t8	3	37	3	13.67	0.00	0.00
t9	1	37	12	12.33	0.00	0.00
t9	2	37	0	7.00	0.00	0.00
t9	3	37	8	9.67	0.00	0.00
t10	1	37	0	15.00	0.00	0.00
t10	2	37	9	10.00	0.00	0.00
t10	3	37	12	15.00	0.00	0.00
t1	1	38	6	2.33	0.00	0.00
t1	2	38	4	2.33	0.00	0.00
t1	3	38	8	3.67	0.00	0.00
t2	1	38	0	1.67	43.08	0.66
t2	2	38	2	1.33	37.68	0.61
t2	3	38	2	2.00	53.26	0.73

t3	1	38	1	1.00	68.29	0.83
t3	2	38	0	2.00	46.18	0.68
t3	3	38	2	1.33	60.53	0.78
t4	1	38	0	1.00	77.23	0.88
t4	2	38	0	0.00	100.00	1.00
t4	3	38	2	1.00	57.71	0.76
t5	1	38	2	1.00	57.71	0.76
t5	2	38	3	1.67	65.58	0.81
t5	3	38	0	1.00	59.64	0.77
t6	1	38	1	1.67	40.80	0.64
t6	2	38	2	0.00	100.00	1.00
t6	3	38	0	1.67	64.76	0.80
t7	1	38	0	2.00	1.33	0.12
t7	2	38	2	0.00	100.00	1.00
t7	3	38	0	0.67	87.67	0.94
t8	1	38	1	1.67	47.14	0.69
t8	2	38	4	1.00	76.00	0.87
t8	3	38	1	1.67	63.90	0.80
t9	1	38	0	0.00	100.00	1.00
t9	2	38	0	1.00	57.71	0.76
t9	3	38	1	1.33	59.17	0.77
t10	1	38	0	0.67	86.84	0.93
t10	2	38	0	0.00	100.00	1.00
t10	3	38	1	0.67	86.84	0.93
t1	1	39	8	4.00	0.00	0.00
t1	2	39	6	4.00	0.00	0.00
t1	3	39	5	4.00	0.00	0.00
t2	1	39	0	0.67	84.19	0.92
t2	2	39	4	1.00	76.28	0.87
t2	3	39	4	0.67	84.19	0.92
t3	1	39	0	0.67	84.19	0.92
t3	2	39	0	1.00	76.28	0.87
t3	3	39	0	0.00	100.00	1.00
t4	1	39	0	1.33	68.38	0.83
t4	2	39	0	0.33	92.09	0.96
t4	3	39	0	0.00	100.00	1.00
t5	1	39	5	1.00	76.28	0.87
t5	2	39	3	0.33	92.09	0.96
t5	3	39	2	0.33	92.09	0.96
t6	1	39	2	0.67	84.19	0.92
t6	2	39	2	1.00	76.28	0.87

t6	3	39	0	0.00	100.00	1.00
t7	1	39	0	0.33	92.09	0.96
t7	2	39	0	0.00	100.00	1.00
t7	3	39	0	0.33	92.09	0.96
t8	1	39	0	0.00	100.00	1.00
t8	2	39	1	2.33	44.66	0.67
t8	3	39	0	0.00	100.00	1.00
t9	1	39	2	0.00	100.00	1.00
t9	2	39	0	0.00	100.00	1.00
t9	3	39	0	0.00	100.00	1.00
t10	1	39	0	0.00	100.00	1.00
t10	2	39	0	0.00	100.00	1.00
t10	3	39	0	0.00	100.00	1.00
t1	1	40	4	3.00	0.00	0.00
t1	2	40	2	2.00	0.00	0.00
t1	3	40	1	4.67	0.00	0.00
t2	1	40	0	0.67	80.37	0.90
t2	2	40	5	1.00	70.56	0.84
t2	3	40	1	2.00	41.11	0.64
t3	1	40	0	1.33	60.74	0.78
t3	2	40	1	1.67	50.93	0.71
t3	3	40	0	0.00	100.00	1.00
t4	1	40	0	2.00	41.11	0.64
t4	2	40	0	1.33	60.74	0.78
t4	3	40	0	0.33	90.19	0.95
t5	1	40	3	1.67	50.93	0.71
t5	2	40	1	0.00	100.00	1.00
t5	3	40	0	0.67	80.37	0.90
t6	1	40	2	1.67	50.93	0.71
t6	2	40	2	1.67	50.93	0.71
t6	3	40	1	0.33	90.19	0.95
t7	1	40	1	0.67	80.37	0.90
t7	2	40	0	1.33	60.74	0.78
t7	3	40	1	0.00	100.00	1.00
t8	1	40	1	1.33	60.74	0.78
t8	2	40	3	2.67	21.49	0.46
t8	3	40	0	1.00	70.56	0.84
t9	1	40	0	0.67	80.37	0.90
t9	2	40	0	1.00	70.56	0.84
t9	3	40	1	2.33	31.30	0.56
t10	1	40	0	1.67	50.93	0.71

t10	2	40	1	1.33	60.74	0.78
t10	3	40	1	0.00	100.00	1.00
t1	1	41	3	5.33	0.00	0.00
t1	2	41	8	5.67	0.00	0.00
t1	3	41	6	4.33	0.00	0.00
t2	1	41	3	2.67	50.50	0.71
t2	2	41	0	1.33	66.13	0.81
t2	3	41	4	2.33	70.37	0.84
t3	1	41	5	1.67	71.27	0.84
t3	2	41	1	1.67	75.63	0.87
t3	3	41	3	1.33	78.55	0.89
t4	1	41	3	1.33	83.50	0.91
t4	2	41	1	1.33	76.17	0.87
t4	3	41	0	1.00	77.02	0.88
t5	1	41	6	2.00	54.04	0.74
t5	2	41	3	1.33	85.04	0.92
t5	3	41	4	3.00	34.19	0.58
t6	1	41	4	1.00	80.70	0.90
t6	2	41	5	2.00	65.53	0.81
t6	3	41	0	1.67	80.85	0.90
t7	1	41	0	1.00	73.19	0.86
t7	2	41	3	1.00	84.92	0.92
t7	3	41	0	0.00	100.00	1.00
t8	1	41	4	1.67	71.27	0.84
t8	2	41	7	3.67	52.17	0.72
t8	3	41	2	2.00	76.46	0.87
t9	1	41	1	1.00	86.96	0.93
t9	2	41	2	0.67	84.68	0.92
t9	3	41	4	1.33	77.81	0.88
t10	1	41	0	1.67	82.13	0.91
t10	2	41	3	0.00	100.00	1.00
t10	3	41	3	0.67	92.85	0.96
t1	1	42	3	6.33	0.00	0.00
t1	2	42	1	7.33	0.00	0.00
t1	3	42	3	7.67	0.00	0.00
t2	1	42	1	4.00	25.75	0.51
t2	2	42	3	3.33	15.33	0.39
t2	3	42	1	3.67	53.43	0.73
t3	1	42	2	1.67	71.27	0.84
t3	2	42	0	0.67	90.25	0.95
t3	3	42	0	1.33	78.55	0.89

t4	1	42	0	0.67	91.75	0.96
t4	2	42	0	1.00	82.13	0.91
t4	3	42	0	0.33	92.34	0.96
t5	1	42	2	2.67	38.72	0.62
t5	2	42	1	2.33	73.81	0.86
t5	3	42	1	3.00	34.19	0.58
t6	1	42	1	1.67	67.83	0.82
t6	2	42	3	2.33	59.78	0.77
t6	3	42	1	2.67	69.36	0.83
t7	1	42	1	2.33	37.44	0.61
t7	2	42	2	2.33	64.81	0.81
t7	3	42	0	0.00	100.00	1.00
t8	1	42	1	2.67	54.04	0.74
t8	2	42	2	2.00	73.91	0.86
t8	3	42	0	2.00	76.46	0.87
t9	1	42	0	1.00	86.96	0.93
t9	2	42	3	0.67	84.68	0.92
t9	3	42	0	1.33	77.81	0.88
t10	1	42	2	1.67	82.13	0.91
t10	2	42	2	1.00	83.91	0.92
t10	3	42	0	1.00	89.28	0.94
t1	1	43	11	16.00	0.00	0.00
t1	2	43	9	9.67	0.00	0.00
t1	3	43	5	8.00	0.00	0.00
t2	1	43	4	9.33	21.10	0.46
t2	2	43	4	7.33	15.16	0.39
t2	3	43	14	7.00	59.51	0.77
t3	1	43	3	4.33	65.98	0.81
t3	2	43	5	7.33	51.16	0.72
t3	3	43	0	4.33	68.25	0.83
t4	1	43	3	1.33	92.49	0.96
t4	2	43	0	2.33	81.00	0.90
t4	3	43	4	1.67	82.56	0.91
t5	1	43	17	5.00	47.67	0.69
t5	2	43	3	6.67	65.92	0.81
t5	3	43	4	7.00	30.06	0.55
t6	1	43	6	4.00	64.83	0.81
t6	2	43	5	5.00	60.75	0.78
t6	3	43	3	4.33	77.32	0.88
t7	1	43	0	3.00	63.37	0.80
t7	2	43	7	2.67	81.68	0.90

t7	3	43	2	3.67	83.21	0.91
t8	1	43	11	4.67	63.37	0.80
t8	2	43	5	5.33	68.32	0.83
t8	3	43	2	6.00	67.83	0.82
t9	1	43	2	2.67	84.16	0.92
t9	2	43	1	2.33	75.58	0.87
t9	3	43	4	4.33	67.16	0.82
t10	1	43	3	2.67	86.97	0.93
t10	2	43	0	3.33	75.58	0.87
t10	3	43	3	3.67	82.09	0.91
t1	1	44	7	16.67	0.00	0.00
t1	2	44	6	15.33	0.00	0.00
t1	3	44	11	13.00	0.00	0.00
t2	1	44	2	8.33	47.29	0.69
t2	2	44	24	8.33	27.88	0.53
t2	3	44	7	9.67	58.17	0.76
t3	1	44	5	7.67	54.97	0.74
t3	2	44	4	6.67	66.78	0.82
t3	3	44	2	10.00	45.19	0.67
t4	1	44	1	6.00	74.70	0.86
t4	2	44	0	5.00	69.55	0.83
t4	3	44	6	5.00	60.85	0.78
t5	1	44	11	6.33	50.41	0.71
t5	2	44	4	8.67	66.86	0.82
t5	3	44	7	9.00	32.73	0.57
t6	1	44	10	8.33	45.19	0.67
t6	2	44	3	7.33	56.93	0.75
t6	3	44	3	8.00	68.68	0.83
t7	1	44	2	8.00	26.91	0.52
t7	2	44	4	7.00	64.03	0.80
t7	3	44	3	7.00	76.02	0.87
t8	1	44	8	7.67	54.97	0.74
t8	2	44	9	9.67	57.04	0.76
t8	3	44	0	10.00	59.89	0.77
t9	1	44	5	7.00	68.89	0.83
t9	2	44	2	3.00	76.51	0.87
t9	3	44	0	9.00	48.97	0.70
t10	1	44	8	7.33	73.20	0.86
t10	2	44	0	5.67	68.94	0.83
t10	3	44	2	6.33	76.86	0.88

2.11.4. Registro de temperatura y humedad relativa

Cuadro 19A. Temperatura (°C) y humedad relativa (%) promedio, máxima y mínima durante la investigación (del mes de agosto a octubre de 2018).

	HR (%)	T (°C)
Promedio	62.44	23.83
Máxima	83.50	43.00
Mínima	17.10	15.70

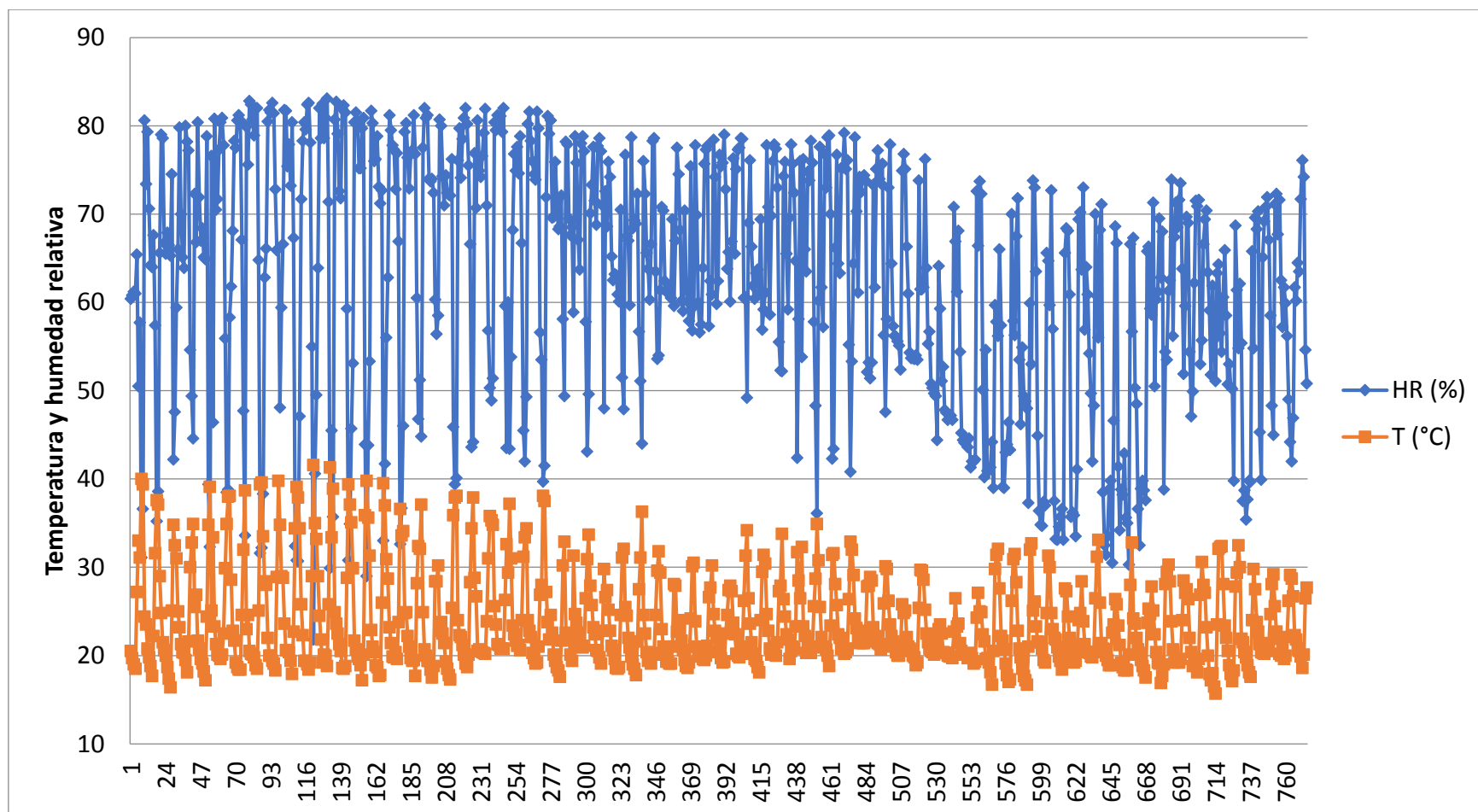


Figura 27A. Registro de temperatura (°C) y humedad relativa (%) durante los meses de agosto a octubre de 2018, haciendo uso del termohigrómetro EXTECH modelo SD500.

CAPITULO III
SERVICIOS PRESTADOS EN LA EMPRESA MIC, SOCIEDAD ANÓNIMA, ALDEA EL
JOCOTILLO, VILLA CANALES, GUATEMALA, C.A.

3.1. PRESENTACIÓN

Los servicios brindados en la empresa MIC, Sociedad Anónima, como parte del Ejercicio Profesional Supervisado (EPS) fueron la capacitación al personal de trabajo y la realización de pruebas de control de calidad con los productos formulados.

En el primer servicio fueron impartidas capacitaciones al personal de trabajo de la empresa en temas relacionados a la Entomología, Taxonomía y Control biológico de plagas. Se realizaron 5 capacitaciones teórico-prácticas, se realizaron evaluaciones escritas antes y luego de impartir las capacitaciones y se elaboró un manual con los temas impartidos para uso del personal de trabajo.

El segundo servicio consistió en la realización del control de calidad del parasitoide 01, se determinó la capacidad de vuelo de forma mensual por un período de tiempo de 7 meses (abril a octubre de 2018) y se obtuvieron datos del porcentaje de parasitoides voladores, no voladores y caminadores.

3.2. SERVICIO UNO: ASISTENCIA TÉCNICA Y CAPACITACIÓN SOBRE ENTOMOLOGÍA, TAXONOMÍA Y CONTROL BIOLÓGICO DE INSECTOS.

3.2.1. Objetivo

3.2.1.1. General

Brindar asistencia y capacitación al personal de trabajo de MIC, S.A. sobre temas de entomología, taxonomía y control biológico, en la finca Pegon Piloncito, aldea El Jocotillo, Villa Canales.

3.2.1.2. Específicos

1. Realizar capacitaciones al personal de trabajo sobre temas de entomología, taxonomía y control biológico de insectos.
2. Realizar evaluaciones al personal de trabajo para medir el aprendizaje obtenido.
3. Elaborar una guía sobre entomología general, taxonomía y control biológico para uso de los trabajadores.

3.2.2. Metodología

3.2.2.1. Materiales y equipo

Se utilizó el siguiente material y equipo para implementar el servicio:

- Manuales de laboratorio de entomología y taxonomía utilizados en la USAC.
- Textos y libros sobre los temas relacionados.
- Computadora portátil.
- Papel bond, lápices y lapiceros.
- Cañonera.
- Pizarra, marcadores y almohadilla.
- Insectario brindado por la facultad de agronomía de la USAC.

3.2.2.2. Selección de temas

Se coordinó brindar las capacitaciones en el orden siguiente:

- Entomología: morfología y fisiología de insectos.
- Taxonomía: principales ordenes de insectos (Hymenoptera, Neuroptera, Hemiptera, Lepidoptera, principalmente) con que trabaja el personal de MICSA.
- Control biológico de plagas: generalidades del tema, importancia, los organismos depredadores, parasitoides, polinizadores; modo de acción y las principales plagas que atacan.
- Insectos de importancia económica en base a las especies producidas por MICSA: insectos depredadores (*Chrysoperla carnea*, *Oridius insidiosus*, *Cryptolaemus montrouzieri*), parasitoides (*Eretmocerus eremicus*, *Trichogramma exiguum*, *Tamarixia radiata*), polinizadores (*Bombus impatiens*), principales plagas (*Myzus persicae*, *Pseudococcus longispinus*).

3.2.2.3. Recolección de información

Para la ejecución de esta actividad fue necesaria la búsqueda de toda la información relacionada a los temas seleccionados con anterioridad consultando libros, documentos,

3.2.3. Resultados

3.2.3.1. Elaboración de la guía

1. Introducción

La presente guía se ha elaborado con la intención de dar a conocer los conceptos básicos sobre entomología, taxonomía y el control biológico de insectos al personal de trabajo de MICSA con el objetivo que puedan comprender de mejor forma cada una de las actividades que desarrollan dentro de la empresa en la producción de artrópodos.

Es por ello que se hace abordan principalmente aspectos como las características generales de los insectos, importancia económica, la morfología, anatomía y fisiología de los insectos, forma de clasificación de insectos, la Clase Insecta y aspectos relacionados al control biológico.

2. Entomología

Del griego *éntomos*, insecto y *logos*, estudio.

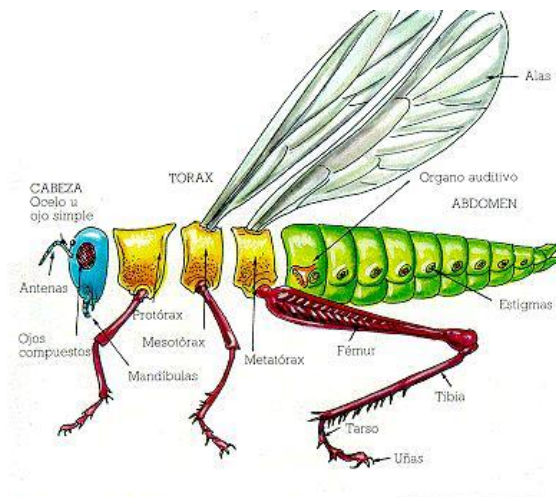
Es una ciencia encargada del estudio de los insectos en forma general, su biología, anatomía, fisiología, morfología, ecología, entre otros. Los insectos comprenden el grupo más amplio y variado del reino animal, comprende aproximadamente el 80 % de la fauna (Banegas, 2010).

3. Características generales de los insectos

Los insectos según Cordova (2008) y Salinas (2000) presentan las siguientes características: (Cordova, 2008) (Salinas, 2000)

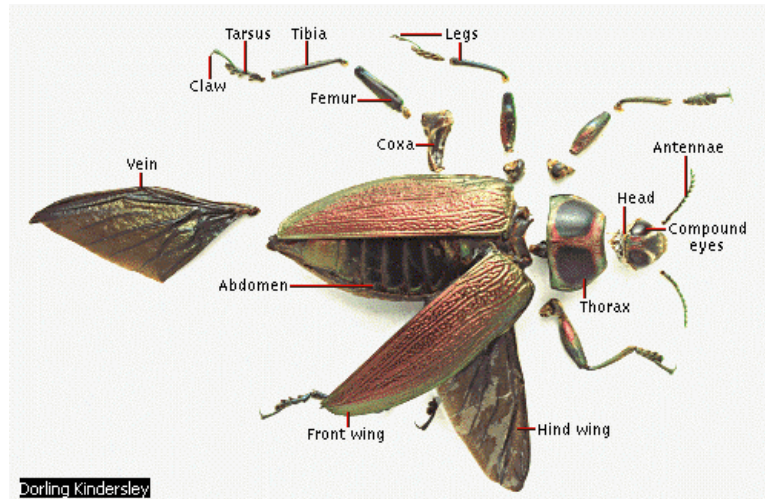
- Se conocen actualmente aproximadamente un millón de especies de insectos.
- Una de las características principales de los insectos es su capacidad reproductiva, un promedio de casi 100 huevos por especie.
- El cuerpo está formado por tres tagma o unidades funcionales: la cabeza, el tórax y el abdomen.

- En la cabeza están presentes: un par de antenas (en Protura no hay), los ojos simples y compuestos y el aparato bucal.
- En el tórax están presentes: un par de patas por cada región del mismo (protórax, mesotórax y metatórax), uno o dos pares de alas en el pterotórax (mesotórax y metatórax), algunas veces existe un solo par o ninguno y espiráculos.
- En el abdomen está presente: una abertura genital en la región posterior, ningún apéndice locomotor, el ano y espiráculos. Si existen apéndices abdominales, estos se encuentran localizados en el extremo caudal y están representados por un par de cercos anales (cerci), un epiprocto, un par de paraproctos y la genitalia extrema.
- Los insectos presentan simetría bilateral, es decir que, externamente e internamente presentan los mismo apéndices, estructuras y órganos extremos e internos al dividir el cuerpo dorso longitudinalmente en dos secciones por una línea imaginaria.



Fuente: Octavio, 2012.

Figura 28. Cabeza, tórax y abdomen de los insectos.



Fuente: Resources, 2018.

Figura 29. Partes que conforman a los insectos.

4. Importancia económica

De acuerdo a distintos puntos de vista pueden clasificarse como beneficiosos o perjudiciales (Guevara, 2014).

Refiriéndonos al daño que pueden causar los insectos, se mencionan, los causados al hombre, animales domésticos y a plantas útiles; destruyendo todo tipo de cultivos ya sea devorándolos, succionando sus líquidos o barrenándolos; diseminándoles microorganismos patógenos; estableciéndose como parásitos; destruyendo los alimentos y otros productos que estén almacenados (Cabezas, 1996).

Ahora bien, existen varios insectos que son benéficos, Cabezas (1996) considera los insectos benéficos aquellos que no causan daños y problemas. Algunos ejemplos de ellos son los que producen o colectan productos como miel, seda, laca y cera; ayuda en la polinización de flores; controlando por parásitos o depredadores de otros insectos dañinos; siendo útiles en medicina o investigación científica; mejorando la fertilidad del suelo y más.

Los insectos también tienen importancia positiva por ejemplo en la alimentación, como ocurre en el caso de las abejas, para la producción de miel y cera; la cochinilla sirve

como tintura de telas; la mariposa de seda para producir telas. Otros insectos como la mariquita y la crisopa se emplean en el control biológico de plagas debido a que consumen insectos y larvas nocivos para algunos cultivos. En algunos lugares emplean los chapulines y algunas hormigas como alimento (Gil, 2011).



Fuente: Gil, 2011.

Figura 30. Insecto como depredador.



Fuente: Lobo, 2018.

Figura 31. Insectos como alimento humano.



Fuente: Bellver, 2017.

Figura 32. Gusano produciendo seda.

5. Estructura general de los insectos

a. Cabeza

La cabeza es parecida a una cápsula bastante rígida, en la parte superior se localizan un parte de antenas, en la parte inferior se encuentran las partes bucales que varían dependiendo la alimentación. Además, en la cabeza se localizan un par de ojos compuestos, en algunos insectos ocupan casi la totalidad de la cabeza, mientras que otros son de un tamaño menor. También se encuentran los ojos simples u ocelos (Salinas, 2000).

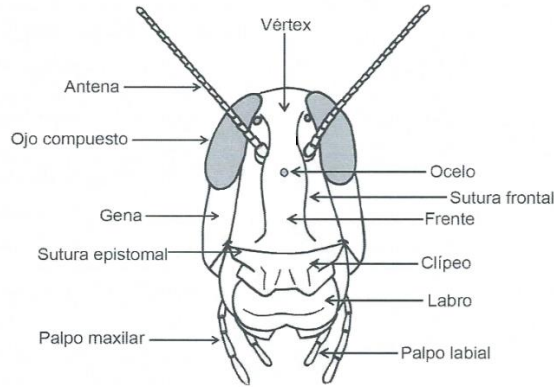
Las funciones de la cabeza de acuerdo a Cordova (2008) son:

- Percepción sensorial del medio ambiente (llevadas a cabo por ojos y antenas).
- Ingestión de alimentos (aparato bucal).

Los ojos compuestos funcionan como analizadores de la luz polarizada, lo que les permite encontrar la dirección de su rumbo, mientras que los ocelos los utilizan para detectar cambios en la intensidad de luz del ambiente (Guevara, 2014).

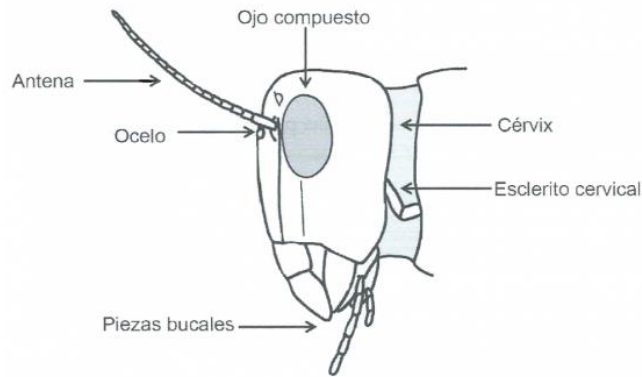
Parte de la cabeza de acuerdo a Cabezas (1996):

- Un par de ojos compuestos, está formado por facetas hexagonales llamadas omatidias que son las unidades que lo forman.
- Ojos simples u ocelos (algunos insectos pueden presentar 1, 2 o hasta 3 ojos simples).
- Un par de antenas (excepcionalmente carecen de ellas).
- Aparato bucal (variable en función del alimento).



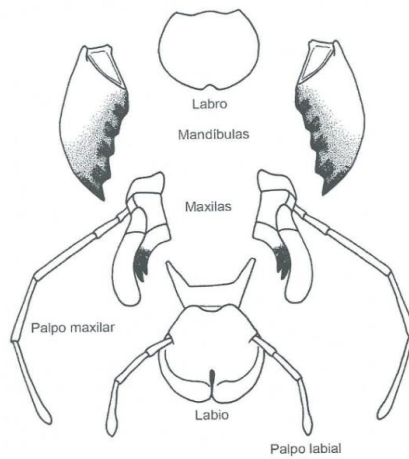
Fuente: Apablaza & Urra, 2010.

Figura 33. Partes de la cabeza del insecto (vista frontal).



Fuente. Apablaza & Urra, 2010.

Figura 34. Partes de la cabeza del insecto (vista lateral).

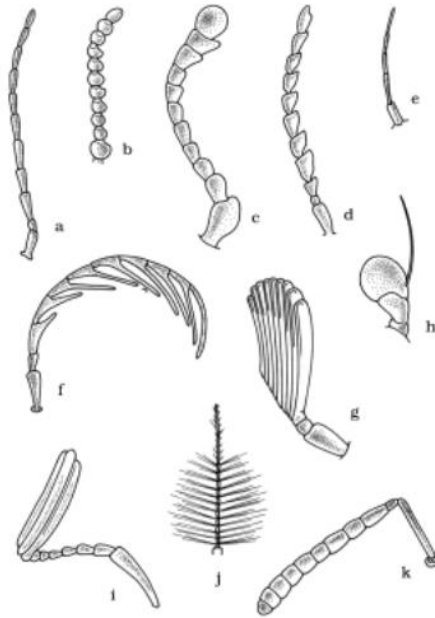


Fuente: Apablaza & Urra, 2010.

Figura 35. Partes bucales del insecto.

Según Salinas (2000) las partes bucales se conforma de:

- Una parte móvil llamada labro, es como un labio superior.
- Un par de piezas muy fuertes, simples y en forma de pirámides que son las mandíbulas.
- Las maxilas, dos órganos complejos, blandos y carnosos.
- Formando la tapa posterior de los órganos bucales se encuentra el labio.



Fuente: Toro, Chiappa, & Tobar, 2003.

Figura 36. Formas de antenas: a) filiforme, b) moniliforme, c) clavada, d) serrada, e) setiforme, f) pectinada, g) flabeladas, h) aristada, i) lamelada, j) plumosa, k) geniculada.

b. Tórax

El tórax está trisegmentado, formado por protórax, mesotórax y metatórax. Es considerado el centro locomotor del cuerpo de los insectos, por encontrarse allí las patas y las alas (Cordova, 2008).

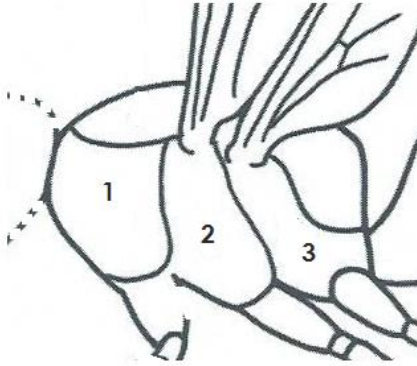
Los tres pares de patas se encuentran distribuidos en los tres segmentos del tórax desempeñan diversas funciones (saltar, nadar, coleccionar, cazar, cavar) dependiendo de la naturaleza del insecto (Apablaza, y otros, 2010). Los dos pares de alas tienen la función de volar, además de desempeñar otras funciones como protección, estabilización o reproducción (Cabezas, 1996 & Cordova, 2008).

Partes localizadas en el tórax:

- Dos pares de alas (no todos poseen alas, algunos no las poseen y algunos poseen únicamente uno o las botan luego de cierto tiempo).
 - Mesotórax, primer par de alas o alas anteriores.
 - Metatórax, segundo par de alas o alas posteriores.

- Tres pares de patas.
 - Protórax, primer par de patas o patas anteriores.
 - Mesotórax, segundo par de patas o patas medias.
 - Metatórax, tercer par de patas o patas posteriores.

- Típicamente un segmento es un corte transversal, está formado por:
 - Parte dorsal o tergo.
 - Parte lateral o pleura.
 - Parte ventral o esterno.

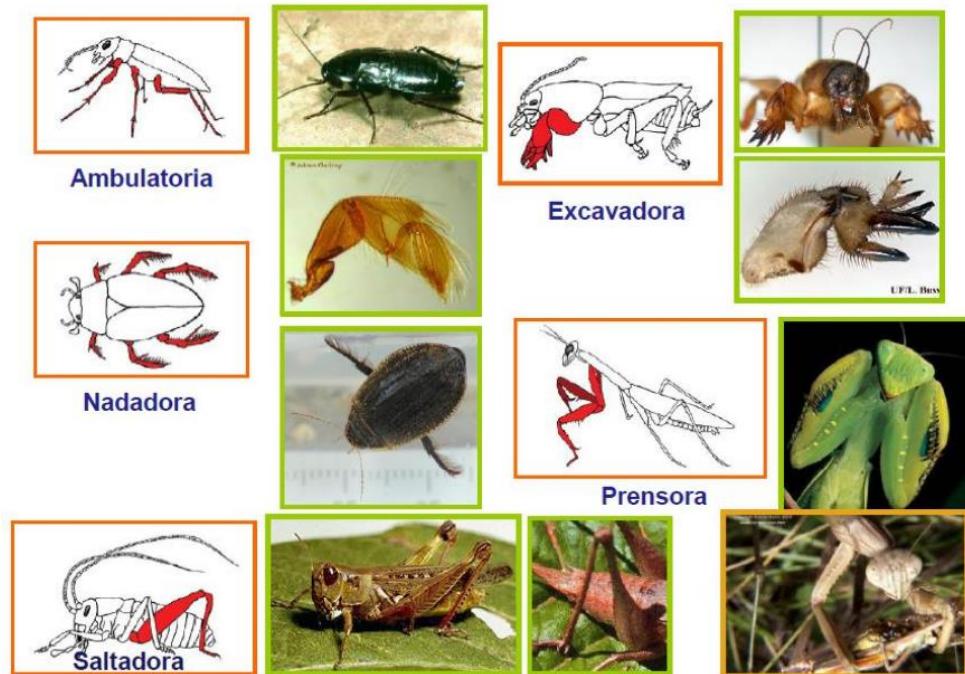


1. Protórax
2. Mesotórax
3. Metatórax

Fuente: Apablaza & Urra, 2010.

Figura 37. Estructura del tórax de un insecto.

Las patas de los insectos constan de varios segmentos. Algunas patas están modificadas para otra función distinta a caminar. Por ejemplo, en los mántidos, el par anterior es prensil (raptoras), en los saltamontes el par posterior es saltador, en algunos insectos acuáticos el par de patas posterior es nadador, algunos escarabajos presentan patas cavadoras o excavadoras.

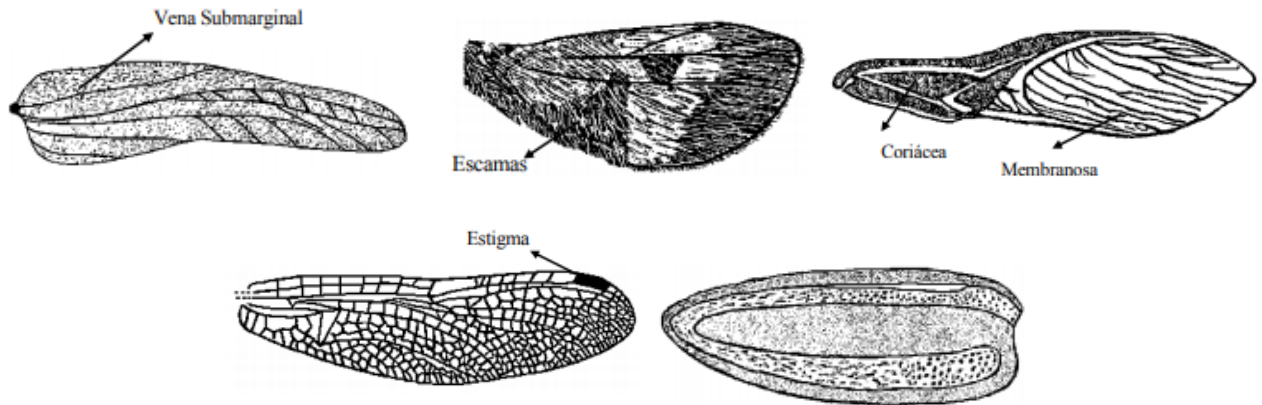


Fuente: Beltrán, Conradi, & Gutierréz, 2018.

Figura 38. Modificaciones que adaptaron las patas de los insectos.

Las alas de los insectos se localizan en el meso y metatórax, les permite volar. El principal tipo de alas son las membranosas que son delgadas, transparentes y con venas (Guevara, 2014). Sin embargo, existen diversas modificaciones en las alas (Guevara, 2014):

- Élitros: son gruesas y duras, ejemplo en escarabajos.
- Hemélitros: son mitad élitros (duras) y mitad membranosas, ejemplo en las chinches.
- Escamosas: son delgadas y frágiles, ejemplo en las mariposas.
- Balancines: son muy reducidas y sirven para equilibrar el vuelo, ejemplo en moscas.



Fuente: De La Cruz, 2005.

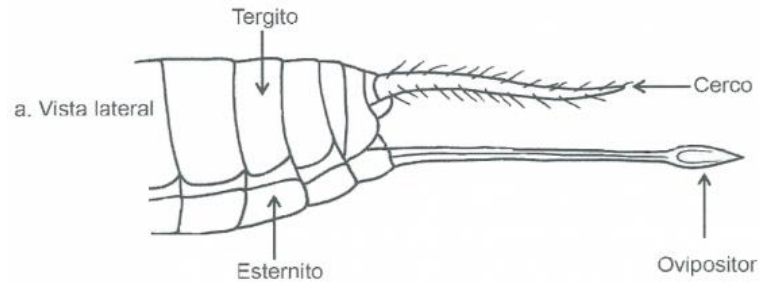
Figura 39. Modificaciones de alas en insectos.

c. Abdomen

El abdomen es el tercer segmento de los insectos. La función principal es la reproducción, debido a que en esta parte se encuentran los órganos genitales internos y externos (Cordova, 2008). El abdomen está formado por 11 segmentos, en los primeros 8 se encuentran los espiráculos (realizan el intercambio de gases), en ciertos casos en el primer segmento se encuentra el tímpano que percibe los sonidos. Algunas otras funciones importantes destacan la respiración, nutrición, digestión y excreción de los alimentos (Guevara, 2014).

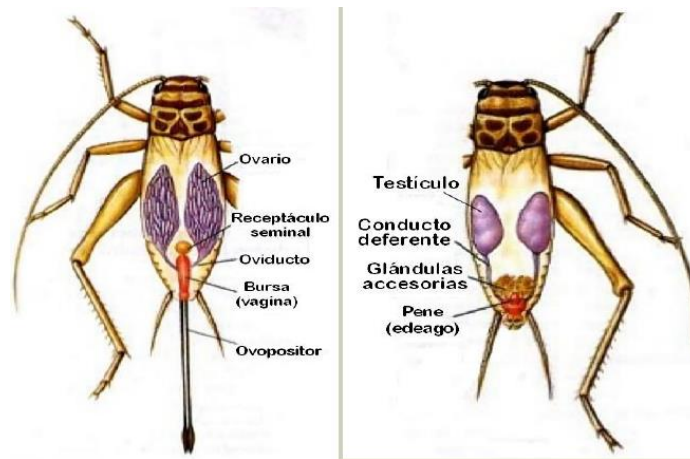
En el abdomen se encuentran ubicados el sistema digestivo, excretor, circulatorio, respiratorio y reproductor (Cabezas, 1996). Las partes localizadas en el abdomen (Cordova, 2008):

- Apéndices asociados a la reproducción (ovipositor).
- Apéndices asociados a varias funciones como tacto, locomoción, defensa e intercambio gaseoso.



Fuente: Apablaza & Urra, 2010.

Figura 40. Abdomen de un insecto (vista lateral).



Fuente: Irene, 2017.

Figura 41. Sistema reproductor femenino (izquierda) y masculino (derecha) en insectos.

6. Anatomía y fisiología de los insectos

a. Exoesqueleto

Constituye el esqueleto de los insectos y se encuentra en la parte exterior (Cabezas, 1996). Está conformado por la quitina, es un componente químico insoluble en agua, fuerte y resistente. Les brinda protección a los insectos contra la desecación o deshidratación (Guevara, 2017). Las partes del cuerpo que son duras se llaman ESCLERITOS, unidas ya sea por partes membranosas para poder tener movimiento o bien por suturas que no permiten el movimiento (Salinas, 2000).

Según Cabezas (1996) está compuesta de tres láminas principales:

- Una capa celular o hipodermis, encargada de producir la cutícula, algunas veces se aprecian modificaciones como pelos o setas, con funciones sensoriales, para la producción de cera, producción de secreciones urticantes o con malos olores.
- La epidermis. Formada por tres capas:
 - Epicutícula, capa muy fina cubre todo el insecto dando protección, es impermeable, permitiendo retener el agua.
 - Exocutícula
 - Encocutícula, formada por quitina, muy resistente y flexible que puede ser endurecida. En ella se encuentran los pigmentos que dan color al insecto.
- Y por último una membrana basal.

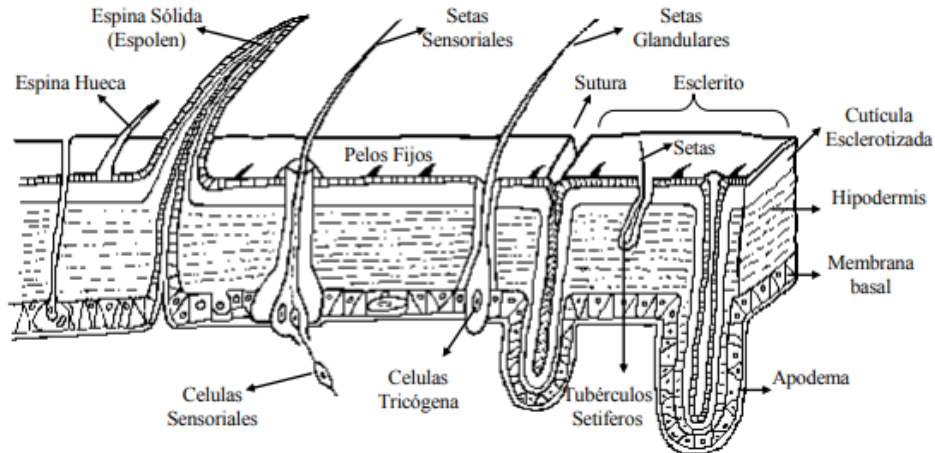
Principales funciones:

- Protección contra daños físicos y mecánicos.
- Impedir pérdida de humedad.
- Impedir la penetración de sustancias tóxicas.
- Actúa como barrera contra enemigos naturales.



Fuente: Beltrán, Conradi, & Gutierréz, 2018.

Figura 42. Exocutícula en un insecto.



Fuente: Beltrán, Conradi, & Gutierréz, 2018.

Figura 43. Partes del exoesqueleto en los insectos.

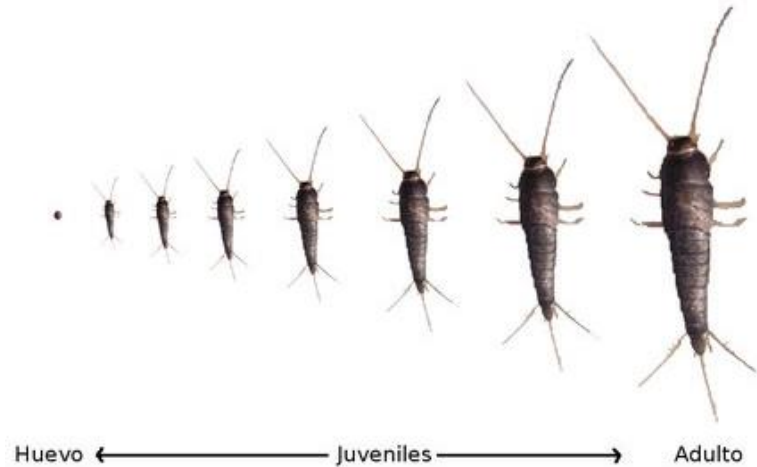
Los insectos crecen dentro de ciertos límites, a medida que el insecto va creciendo, va mudando, o sea la ECDISIS, es decir, cambia de piel. Cuando llega el momento se va destruyendo la piel y se abre por el centro de la parte dorsal y mediante movimiento y el aire, el insecto sale de esa capa empezando a formar otra, así va mudando sucesivamente hasta llegar al estado adulto (al llegar a estado adulto no crece más) (Salinas, 2000).

b. Metamorfosis

Son los cambios o transformaciones que sufren los insectos desde que nacen hasta llegar al estado adulto (UNC, 2018), los insectos se clasifican dependiendo el tipo de metamorfosis que realicen en:

- **Ametábolos**

No se presenta ningún tipo de metamorfosis gradual, posee los estados de desarrollo Huevo – Joven – Adulto. El joven se diferencia del adulto en el tamaño e inmadurez sexual (UNC, 2013).



Fuente: UNC, 2013.

Figura 44. Metamorfosis ametabola en Thysanura.

- **Paurometábolos**

Metamorfosis gradual, poseen los estados de desarrollo: Huevo – Ninfa – Adulto. Las ninfas se diferencian al adulto en el tamaño, ausencia de alas e inmadurez sexual. Respiran por medio de sistema traqueal (UNC, 2013).

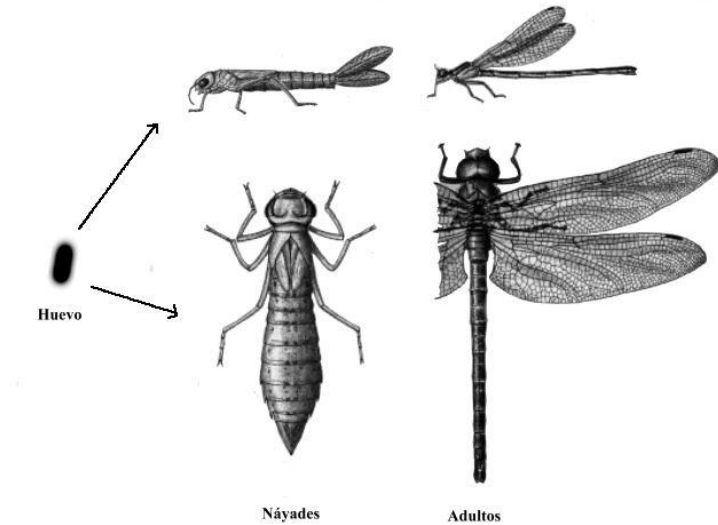


Fuente: Rodríguez, 2012.

Figura 45. Metamorfosis paurometábola en chinches.

- **Hemimetábolos**

Metamorfosis simple, poseen los estados de desarrollo: Huevo – Náyade – Adulto. Las náyades se diferencian al adulto en el tamaño, ausencia de alas e inmadurez sexual. Respiran por medio de agallas (UNC, 2013).

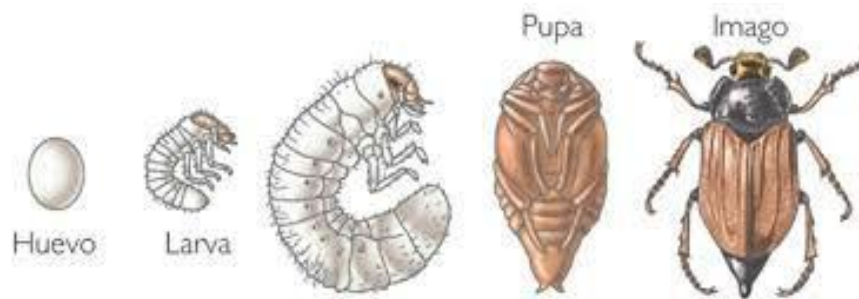


Fuente: UDEC, 2018.

Figura 46. Metamorfosis hemimetábola en libélulas.

- **Holometábolos**

Tienen la característica que el estado que emerge del huevo es muy diferente al adulto, no solo en tamaño y forma, sino que muchas veces en hábitat y comportamiento. A la forma juvenil se la denomina Larva. Un insecto de metamorfosis completa pasa por los estados de desarrollo de Huevo – Larva – Pupa – Adulto (ejemplos: polillas, mariposas, escarabajos, avispas, hormigas, mosquitos, otros) (UNC, 2018).



Fuente: UDEC, 2018.

Figura 47. Metamorfosis completa en escarabajos.

7. La alimentación

a. Hábitos alimenticios y aparatos bucales

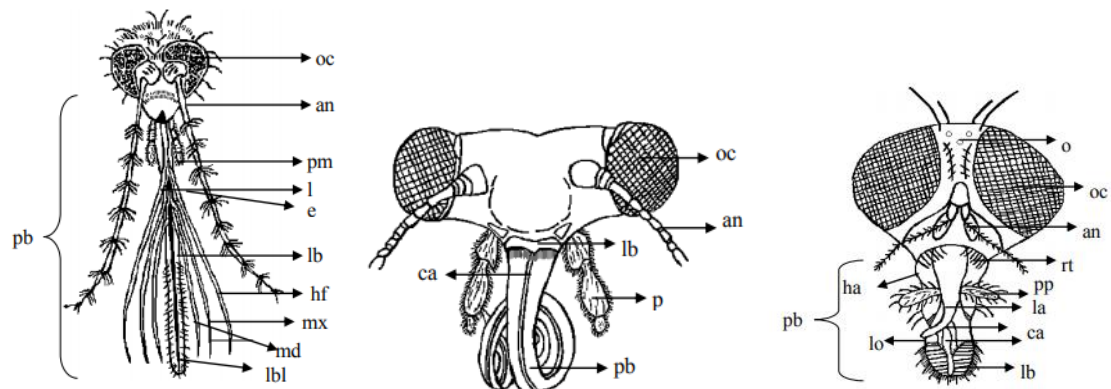
Los insectos se alimentan de diversas sustancias y su sistema digestivo es muy variado en las especies (Cabezas, 1996). En cuanto a los hábitos alimenticios de insectos se encuentran: saprófago, se alimentan de animales muertos; coprófagos, se alimentan de estiércol; fitófagos, comedores de hojas, tallos y raíces; xilófagos, se alimentan de la madera; entomófagos, que se alimentan de otros insectos (Banegas, 2010).

Entre los insectos existe gran diversidad de adaptaciones que van de acuerdo al medio en que viven, una de ellas es el tipo de aparato bucal. Conocer el tipo de aparato bucal que los insectos poseen es de gran interés para el hombre, pues es por medio del aparato bucal que se producen daños en los cultivos y se pueden transmitir enfermedades hacia los cultivos (Zamora et al., 2007). Existen básicamente dos tipos de aparato bucal, el masticador (presencia de mandíbulas) y el haustelado (con adaptaciones) (Guevara, 2017).

Los tipos de aparato bucal más importantes según De La Cruz (2005) son:

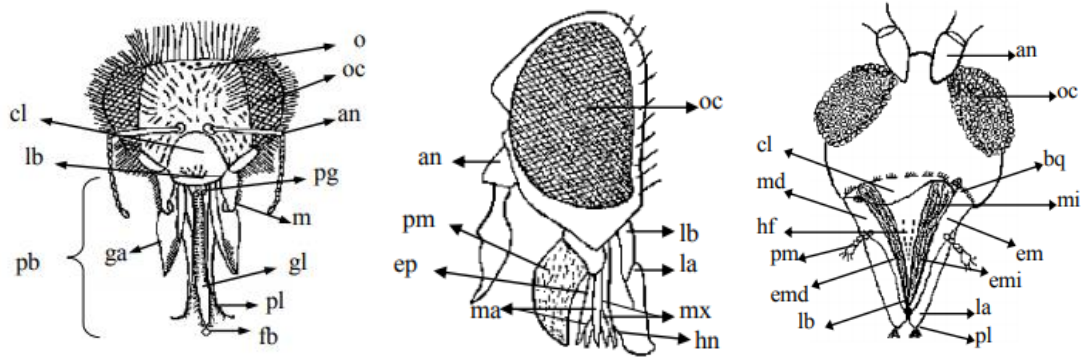
- **Masticador:** de este tipo de aparato bucal es que derivan el resto, es por ello que es considerado como el más primitivo. Se compone de varias partes siendo las mandíbulas (en escarabajos, grillos, saltamontes, termitas, otros) las que cortan y trituran los alimentos.
- **Masticador-lamedor:** adaptado en la absorción de líquidos (en las abejas y avispas). Las mandíbulas y el labro son de tipo masticador y las emplea para sujetar a la presa.
- **Picador-chupador:** modificados para taladrar tejidos y chupar jugos (en piojos, pulgas chinchas, pulgones, chicharras, zancudos, otros). Las mandíbulas, el labro y las maxilas son delgadas y largos, y se reúnen para formar una aguja hueca.
- **Chupador:** compuesta por una larga probóscide (espiritrompa) formada por un tubo que desemboca en el esófago (en mariposas y algunas moscas).

- **Raspador-chupador:** Las piezas bucales forman una trompa cónica que incluye al labro, labio y parte de las maxilas. Dentro de la trompa hay 3 estiletes (mandíbula derecha, y la mayor parte de las dos maxilas). Se observan en trips.
- **Chupador-esponjoso:** en este tipo de aparato bucal (en moscas) han desaparecido las mandíbulas y las maxilas están apenas representadas por los palpos maxilares. Presentan probóscide.
- **Cortador-lamedor:** las mandíbulas se presentan en forma de hojas afiladas y las maxilas en forma de largos estiletes, ambas cortan y desgarran el tegumento de los mamíferos haciendo sangrar a su presa. Esta sangre es recogida por la protuberancia esponjosa del labio y conducida al extremo de la hipofaringe. Es común en tábanos.



Fuente: De La Cruz, 2005.

Figura 48. Aparatos bucales de insectos, de izquierda a derecha: aparato bucal picador-chupador, lamedor y chupador-esponjoso.



Fuente: De La Cruz, 2005.

Figura 49. Aparatos bucales de insectos, de izquierda a derecha: masticador-lamedor, cortador-lamedor y raspador-chupador.

8. La reproducción

Los insectos pueden reproducir de diversas formas en base a las adaptaciones que han adquirido en el tiempo, a continuación, se presentan las de mayor relevancia:

a. Tipos de reproducción

- **Oviparidad**

Es la forma de reproducción más común en todos los insectos, lo realizan depositando sus huevos en el exterior luego del período de cópula, luego de un tiempo eclosionan en formas de larvas o ninfas (De La Cruz, 2005).

- **Viviparidad**

La reproducción se lleva a cabo cuando los insectos adultos expulsan a sus crías en el estado de ninfas o larvas sin pasar por el estado de huevo, se aprecia en algunas moscas y en pulgones o áfidos (Sermeño et al., 2004).

- **Poliembronía**

Esta forma de reproducción tiene la característica de producir dos o más embriones de un solo huevo, quiere decir que de un solo huevo saldrán dos individuos. Esta manera

de reproducirse se presenta en pocos insectos, se puede observar en algunos parasitoides y son útiles en el control de plagas (Rodríguez et al., 2018).

- **Partenogénesis**

Es el tipo de reproducción en la cual se producen huevos sin ser fertilizados (Sermeño, y otros, 2004). Existen diversos tipos de partenogénesis según Chan et al., 2018 y Sermeño, Escobar, & Rivas (2004):

- **Arrenotokia:** Se produce cuando los descendientes lo conforman exclusivamente individuos masculinos, por ejemplo, las abejas.
- **Telotokia:** Se efectúa cuando la descendencia se compone únicamente de individuos femeninos, por ejemplo, los pulgones y algunos escarabajos.
- **Deuterotokia:** Es aquella en la cual se desarrollan individuos masculinos y femeninos; por ejemplo, las generaciones sexuadas de áfidos o pulgones.

9. Sistema digestivo

El sistema digestivo se encarga de la ingestión, digestión y la eliminación de los desechos, Zamora et al. (2007) mencionan que todos los insectos ingieren sus alimentos introduciéndolos en su tubo digestivo, ahí son disgregados y digeridos. Luego algunos componentes son absorbidos por el sistema del insecto y el resto no digerido es expulsado al exterior en forma de heces.

Según Apablaza y Urra (2010) y Zamora et al. (2007) morfológicamente el sistema digestivo se divide en tres regiones:

- **El canal anterior o estomodeo:** se compone de la faringe, esófago, buche, principalmente. su función es la ingestión de los alimentos y realizar una predigestión de éstos con la saliva y algunas otras enzimas.

- **El canal medio o mesenteron:** es la zona de digestión de los alimentos que le llegan, mediante enzimas que se producen, y la absorción de las sustancias resultantes.
- **El canal posterior o proctodeo:** se encarga de la absorción del agua que queda en los restos de la digestión de los alimentos y en los deshechos al final terminan en el ano, por donde se expulsan las heces.

10. Sistema respiratorio

Según Cabezas (1996) el sistema respiratorio de los insectos básicamente es un intercambio de gases; consistente en aprovechar el oxígeno del medio, distribuirlo en los tejidos y eliminar el dióxido de carbono. El sistema respiratorio está compuesto por un sistema traqueal, consistente en tubos llamados tráqueas, que se ramifican en tubos más finos, las traqueolas, las cuales se siguen ramificando hasta llegar a todas las células del cuerpo. Guevara (2017) menciona que algunas larvas e insectos acuáticos poseen branquias tranqueales, y otros han desarrollado una cámara respiratoria donde guardan el aire en sus inmersiones.

11. Sistema circulatorio

Es lagunar, o sea abierto, la hemolinfa (sangre de los insectos) ocupa la cavidad general del cuerpo llamado hemocele. El corazón es tubular y se localiza dorsalmente, se encarga de impulsar la hemolinfa a todas las partes del cuerpo que lo requieran. Existe un vaso dorsal que va desde el extremo del abdomen hasta el cerebro (Banegas, 2010). Se compone de una aorta anterior (tubo que desemboca en la cabeza) y aorta posterior (desemboca en el corazón), permitiendo que la hemolinfa bañe los tejidos desde la región posterior hacia la interior (Guevara, 2017).

12. Sistema nervioso

El sistema nervioso de los insectos tiene la función conectar los órganos de los sentidos, que responden a diversos estímulos externos e internos, con los órganos

efectores, como son músculos, glándulas y estructuras diversas (De La Cruz, 2005). Está constituido por:

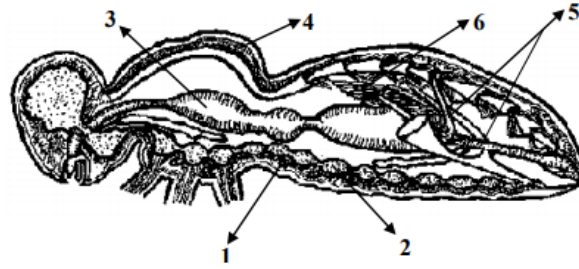
- Sistema nervioso central, que hace funcionar los apéndices y los órganos sensoriales del insecto.
- Sistema simpático o vegetativo, que hace funcionar los órganos internos (aparato digestivo, reproductor) del insecto.

13. Sistema muscular

El sistema muscular de un insecto es complejo y consiste de varios cientos a unos cuantos miles de músculos, todos ellos compuestos de fibras musculares estriadas (Cabezas, 1996) los músculos se fijan a la cara interna del exoesqueleto mediante células epidérmicas (Guevara, 2017). No existen grandes diferencias entre los músculos de los insectos y los de otros animales superiores. Quizás la más apreciable sea la gran cantidad de músculos diferentes que pueden tener los insectos, llegando a triplicar los que pueda tener el hombre (Zamora et al., 2007).

Según su localización, los músculos de los insectos se clasifican en:

- Músculos esqueléticos o voluntarios: asociados a las paredes del cuerpo, producen movimientos rápidos y precisos y su función es mover articulaciones como antenas, patas, alas, segmentos abdominales, aparato bucal.
- Músculos viscerales o involuntarios: forman capas envolventes de los órganos internos, como son el corazón, el tubo digestivo, glándulas y conductos del aparato reproductor. Estos músculos producir movimientos lentos y rítmicos.



Fuente: De La Cruz, 2005.

Figura 50. Anatomía interna en un insecto: 1) respiratorio, 2) nervioso, 3) digestivo, 4) circulatorio, 5) excretor, 6) reproductivo.

14. Clasificación taxonómica de los insectos

La taxonomía hacer referencia a la ordenación de un grupo de individuos en base a características comunes, los insectos se clasifican de la siguiente forma:

Cuadro 21. Clasificación taxonómica de los insectos.

Clasificación taxonómica	
Reino	Animal
Filo	Arthropoda
Subfilo	Hexápoda
Clase	Insecta

a. Filum Arthropoda

En este filum se agrupan los insectos que son organismo que poseen un exoesqueleto compuesto en su mayoría por quitina, sustancia rígida que le brinda la consistencia dura a los insectos y es insoluble en agua. Otra característica importante es la presencia de tres regiones en el cuerpo, la cabeza, el tórax y el abdomen.

El Filum Arthropoda contiene además otros grupos denominados Clases como se muestra en el cuadro siguiente:

Cuadro 22. Clases del Filum Arthropoda.

Clase	Característica	Ejemplo
Insecta	a) 3 regiones del cuerpo (cabeza, tórax, abdomen). b) 3 pares de patas. c) 1 o 2 pares de alas. d) 1 par de antenas.	Hormigas, escarabajos, pulgones, mariposas, otros.
Arachnida	a) 2 regiones del cuerpo (cabeza, tórax y abdomen fusionados). b) 4 pares de patas. c) Sin antenas y alas.	Ácaros, arañas, escorpiones, otros.
Crustacea	a) 3 regiones del cuerpo (cabeza y tórax fusionados llamado también cefalotórax y abdomen). b) Varios pares de patas. c) Sin alas. d) 2 pares de antenas.	Cangrejos, langostas, percebes, otros.
Myriapoda	a) 2 regiones del cuerpo (cabeza y tronco). b) Varios pares de patas. c) Sin alas. d) 1 par de antenas.	Ciempiés, milpiés.

Fuente. Castiglioni, 2015.

b. Clase Insecta

En esta clase encontramos a los insectos, entre las características más importantes destacan:

- a) Cabeza con un par de antenas, aparato bucal, ojos compuestos y ojos simples.
- b) Tórax con uno o dos pares de alas y tres pares de patas.
- c) Abdomen.
- d) Capacidad de realizar metamorfosis.

- e) Capacidad de reproducirse de distintas formas, principalmente son ovíparos.
- f) Simetría bilateral.

Dentro de la clase Insecta encontramos dos subclases, la subclase Apterygota y la Pterygota, dentro de estas subclases encontramos alrededor de 29 órdenes, sin embargo, se hará énfasis en el estudio de los insectos de interés agrícola y los insectos benéficos producidos por MIC, S.A.

Cuadro 23. Principales ordenes de la clase Insecta.

Subclase Apterygota	Subclase Pterygota		
Ametábola	Hemimetábola	Paurometábola	Holometábola
Protura	Ephemeroptera	Orthoptera	Coleoptera
Collembola	Odonata	Thysanoptera	Lepidoptera
Thysanura	Plecoptera	Hemiptera	Diptera
Microcoryphia		Dermaptera	Hymenoptera
		Isoptera	Neuroptera

Fuente. Córdova, 2008.

- **Subclase Apterygota**

En este grupo encontramos insectos primitivos que no son de importancia en la agricultura, sin embargo, se hace mención de ellos como conocimiento general. Las características principales que podemos identificar son:

- a) Ausencia de alas.
- b) No experimentan metamorfosis (ametábolos), únicamente se observa un cambio gradual del tamaño de los insectos hasta llegar a adultos.

Los órdenes que encontramos en esta subclase son: Protura, Collembola, Thysanura (ejemplo, pescaditos de plata), Microcoryphia (microcorífidos), principalmente.

- **Subclase Pterygota**

En esta subclase encontramos a insectos alados y ápteros (sin alas, cuyas alas las perdieron en algún momento de su desarrollo). Otra característica importante para esta subclase es que poseen distintos grados de metamorfosis, las cuales pueden clasificarse en Hemimetábolos, Paurometábolos y Holometábolos.

Hemimetábolos, dentro de este grupo se encuentran los Ordenes Odonata (libélulas, caballitos del diablo), Plecoptera y Ephemeroptera. Estos insectos se caracterizan por presentar los estados de desarrollo de huevo, náyade y adulto. Los estados de desarrollo de huevo y náyade se desarrollan en el agua, mientras que el estado adulto se desarrolla en la tierra. El estado de desarrollo de náyade la respiración se realiza mediante agallas.

Paurometábolos, en este grupo encontramos varios Ordenes, entre los más importantes destacan Orthoptera, Thysanoptera y Hemiptera. Tienen la característica de poseer los estados de desarrollo de huevo, ninfa y adulto. La respiración se lleva a cabo mediante espiráculos conectados al sistema traqueal. A continuación, se describen los de mayor importancia:

1. Thysanoptera

Los tisanópteros o trips son insectos pequeños de 0.5 mm a 5 mm de longitud, su cuerpo es cilíndrica o aplanada de color amarillo, café, rojo o negro. Posee ojos compuestos grandes y 2 o 3 ojos simples. Los dos pares de alas están bordeadas de pelos. El aparato bucal es raspador-chupador. Las especies de este orden son perjudiciales para el hombre debido a que se alimenta de varios cultivos.

2. Hemiptera

Dentro de este grupo se encuentran las chinches, chicharras, pulgones, escamas, cochinillas. Sus alas anteriores son hemiélitros y las posteriores membranosas, en algunas especies ambos pares de alas son membranosas y existen algunas especies ápteras. El aparato bucal es picador-chupador. Estos insectos pueden ser fitófagos o depredadores,

varias especies ocasionan daños a la agricultura. Sin embargo, algunas especies son benéficas ya que se alimentan de otros insectos que son perjudiciales para el hombre.

Holometábolos: Este grupo se encuentran insectos con metamorfosis completa, pasan por los estados de desarrollo de huevo, larva, pupa y adulto. Sus hábitos alimenticios son variados. Dentro de este grupo encontramos los Ordenes Coleoptera, Lepidoptera, Díptera, Hymenoptera, Neuroptera, entre los más importantes. A continuación, se describen los más importantes:

3. Coleoptera

Es considerado el grupo más numeroso, se cree que presenta el 40% de las especies de la clase Insecta. Tienen dos pares de alas, el primer par élitros y el segundo membranosas. El aparato bucal es del tipo masticador. Los hábitos alimenticios son diversos: hay insectos fitófagos, depredadores, parásitos, entre otros. Algunas especies son de importancia económica en la agricultura y algunos otros son utilizados en el control biológico.

4. Lepidoptera

En este grupo encontramos a las mariposas y palomillas, presentan un cuerpo cubierto de escamas y pelos. El aparato bucal es succionador con una proboscis espiralada llamada también espiritrompa. Estas especies se alimentan de néctar. Algunas especies son consideradas como plagas, siendo el estado de desarrollo larval la que causa daños.

5. Hymenoptera

Encontramos a las abejas, avispas, hormigas, zompos y otros insectos. El aparato bucal es masticador, las mandíbulas de algunas especies están adaptadas para lamer, cortar o morder. Las alas son membranosas en algunos casos ápteras; las patas varían de una especie a otra, algunas adaptadas para coleccionar polen y en otras únicamente para caminar. Este es un orden importante en la agricultura debido a que acá se encuentran especies polinizadores, productores de miel y cera, también hay especies utilizadas en el control biológico debido a su función como depredadores o parasitoides.

6. Neuroptera

Son insectos que se caracterizan por llegar a medir hasta 15 cm de longitud, poseen dos pares de alas membranosas de tamaño parecido. El aparato bucal es del tipo masticador. La mayoría de especies son utilizadas en el control biológico de otros insectos, tal es el caso de las crisopas.

15. Control biológico

Cuando hablamos de control biológico nos referimos al uso de enemigos naturales como insectos, ácaros, nematodos o microorganismos; dichos enemigos naturales se utilizan para disminuir la población de otro organismo plaga. El control químico es en la actualidad uno de los que se utilizan con mayor frecuencia, pero es uno de los más perjudiciales para el ambiente. Algunas ventajas que se pueden mencionar del control biológico son la reducción de riesgos hacia la salud de las personas por el uso de productos químicos, los organismos utilizados son eficaces ya que buscan de forma directa a su presa, se evita que la plaga adquiera resistencia por la aplicación de productos químicos, no se genera daño hacia otros organismos vivos sino únicamente a la plaga (Malais, y otros, 2006).

A continuación, se presentan tres grupos de agentes de control biológico clasificados en depredadores, parasitoides y microorganismos:

a. Depredadores

Son organismos que buscan de forma activa a su presa, una vez capturada se alimentan de ella de forma directa. Generalmente son de mayor tamaño que la plaga y presentan un aparato bucal masticador, en el caso de insectos y ácaros.

En MICSA los depredadores que se comercializan son los siguientes *Chrysoperla carnea*, *Orius insidiosus*, *Cryptolaemus montrouzieri*, *Neoseiulus californicus*, *Phytoseiulus persimilis* y *Amblydromalus limonicus*.

b. Parasitoides

Los parasitoides son organismos que necesitan de otros para poder sobrevivir, utiliza a su presa como hospedero. Generalmente los parasitoides son de menor tamaño que su presa y se alimentan dentro o sobre su hospedero. En este grupo se encuentran generalmente insectos de la familia Díptera e Hymenoptera. En MICSA los parasitoides que se comercializan son los siguientes: *Eretmocerus eremicus*, *Tamarixia radiata*, *Trichogramma exiguum*, *Tamarixia triozae* y *Aphidius colemani*.

c. Microorganismos

Dentro de este grupo se encuentran los hongos, bacterias y nematodos entomopatógenos. La forma de ataque es mediante parasitismo, propagándose a través de agua o viento. MICSA comercializa los siguientes microorganismos: *Trichoderma harzianum*, *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae*, *Paecilomyces lilacinus*, *Lecanicillium lecanii*, *Heterorhabditis bacteriophora*, *Steinernema carpocapsae*, *Bacillus subtilis*, *Bacillus pumilus* y *Bacillus thuringiensis*.

3.2.3.2. Capacitaciones

Se brindaron un total de 5 capacitaciones (según cronograma) hacia el personal de trabajo de MICSA cubriendo los aspectos más importantes de la guía elaborada. Además, se efectuaron evaluaciones antes y después de impartir las capacitaciones para evaluar si se comprendieron los temas brindados.



Figura 51.Capacitación sobre entomología al personal de trabajo de MICSA.



Figura 52.Capacitación sobre taxonomía de insectos al personal de trabajo de MICSA.



Figura 53.Capacitación sobre taxonomía de insectos al personal de trabajo de MICSA.



Figura 54.Capacitación sobre taxonomía de insectos al personal de trabajo de MICSA.

3.2.4. Evaluación

A continuación, se muestra los puntajes de las evaluaciones antes de la capacitación (ADC) y los puntajes después de realizar la capacitación (DDC). Las capacitaciones impartidas fueron sobre Entomología general y taxonomía de insectos, antes de impartir las capacitaciones se obtuvo como promedio 17 puntos, siendo la nota más alta 44 puntos y la más baja 0 puntos. Luego de impartir las capacitaciones se apreció una mejora considerable obteniendo un promedio 51 puntos, siendo la nota más alta 76 puntos y la más baja 10 puntos.

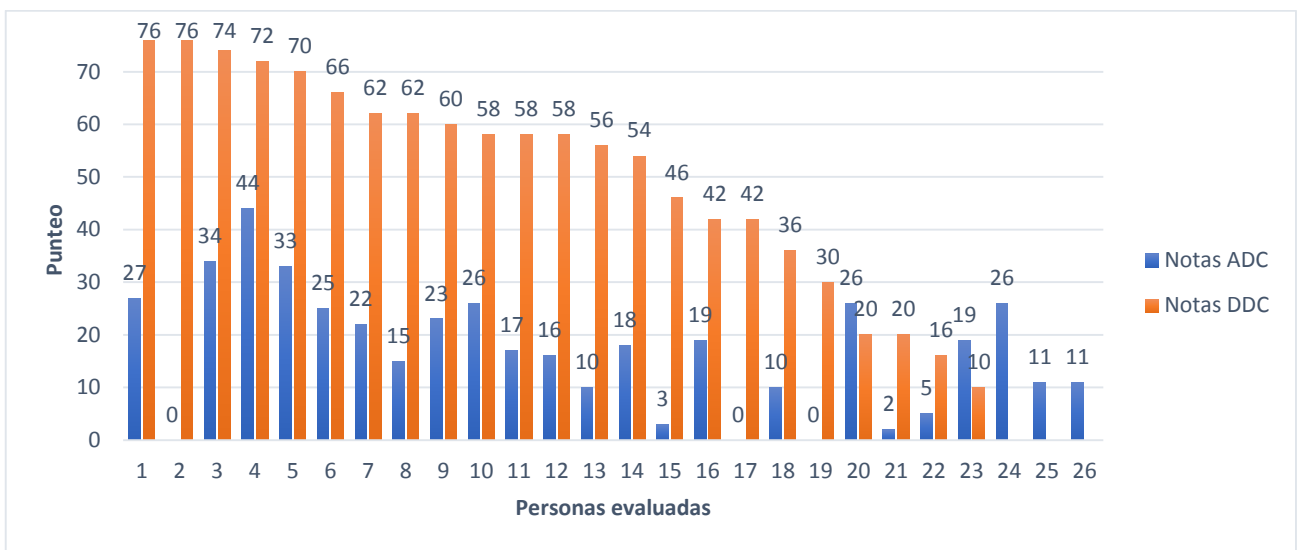


Figura 55. Puntajes del personal de trabajo de MICSA antes de capacitación (ADC) y después de capacitación (DDC) en los temas de entomología y taxonomía de insectos.

Se realizó una capacitación para reforzar los temas de entomología y taxonomía de insectos y luego se realizó una evaluación para observar si existieron cambios. Como resultado se obtuvo un promedio de 70 puntos, siendo la nota más alta 94 puntos y la más baja 38 puntos.

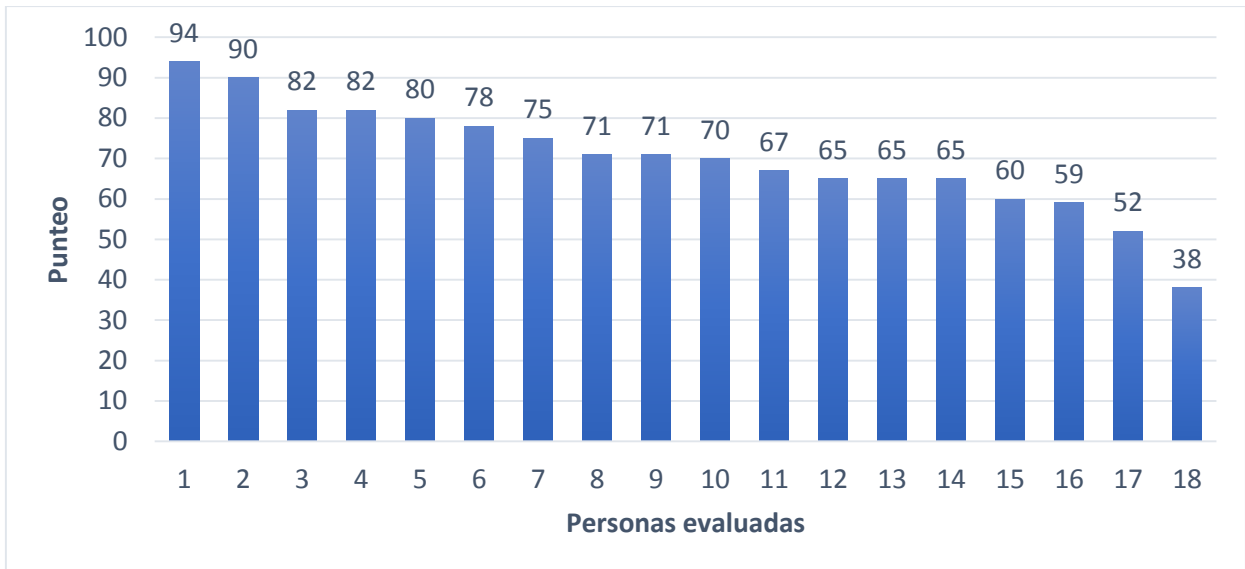


Figura 56. Punteos del personal de trabajo de MICSA luego del repaso general sobre entomología y taxonomía de insectos.

A continuación, se muestran los resultados de los punteos del personal de trabajo antes de realizar la capacitación (ADC) y después de la capacitación (DDC). El tema impartido fue sobre control biológico. Antes de realizar la capacitación se obtuvo como promedio una nota de 40 puntos, siendo la nota más alta 75 puntos y la más baja de 9 puntos. Luego de impartir la capacitación se obtuvieron como promedio una nota de 62 puntos, en donde la nota más alta fue 97 puntos y la más baja 24.

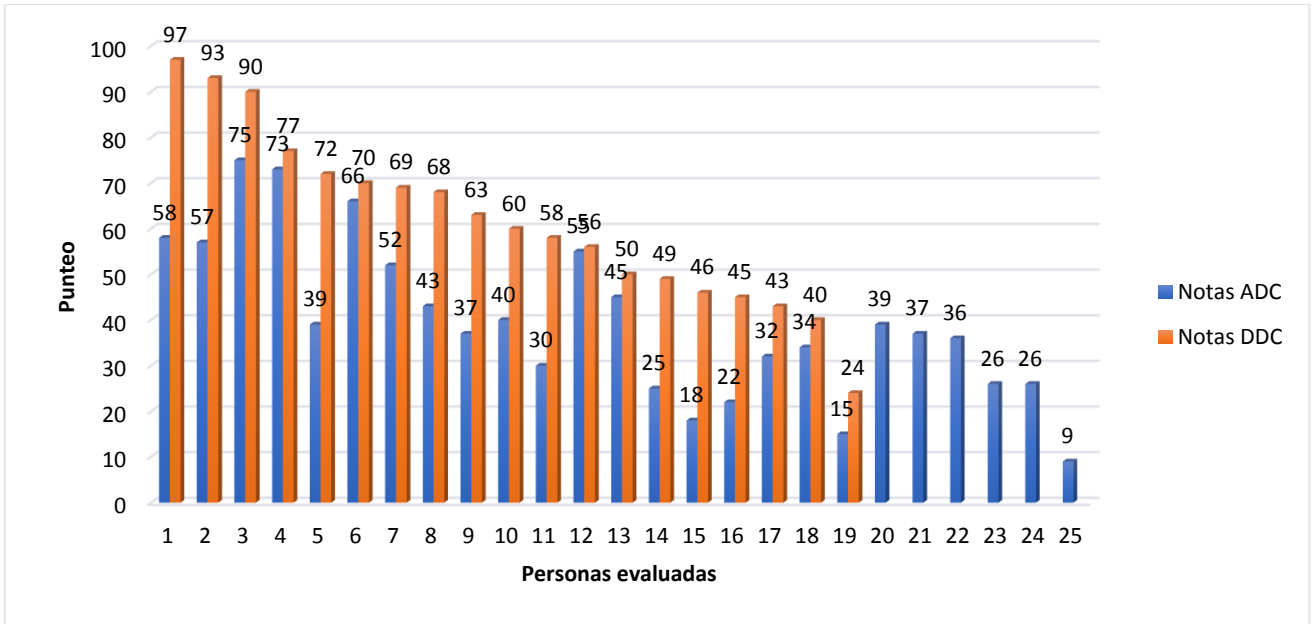


Figura 57. Punteos del personal de trabajo de MICSA antes de capacitación (ADC) y después de capacitación (DDC) en el tema de control de calidad.

Al finalizar con el servicio se realizó un examen final de los temas impartidos (Entomología, Taxonomía y Control biológico) obteniendo como resultado una nota promedio de 71 puntos, donde la nota más alta fue 90 puntos y la más baja 60 puntos.

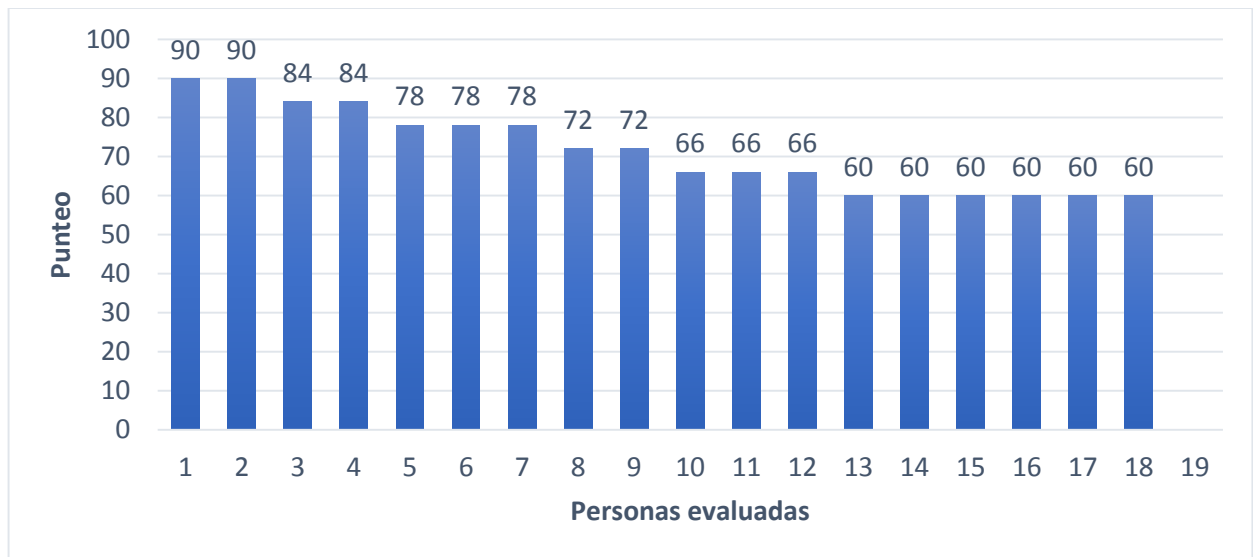


Figura 58. Punteos del personal de trabajo de MICSA luego de la evaluación final.

3.3. SERVICIO DOS: CONTROL DE CALIDAD DEL PARASITOIDE 01.

3.3.1. Objetivos

3.3.1.1. General

Determinar la capacidad de vuelo del parasitoide 01 para el control de calidad.

3.3.1.2. Específicos

1. Determinar el porcentaje de adultos voladores, no voladores y caminadores del parasitoide 01.
2. Evaluar el comportamiento de la capacidad de vuelo del parasitoide 01 de abril a octubre del año 2018.

3.3.2. Metodología

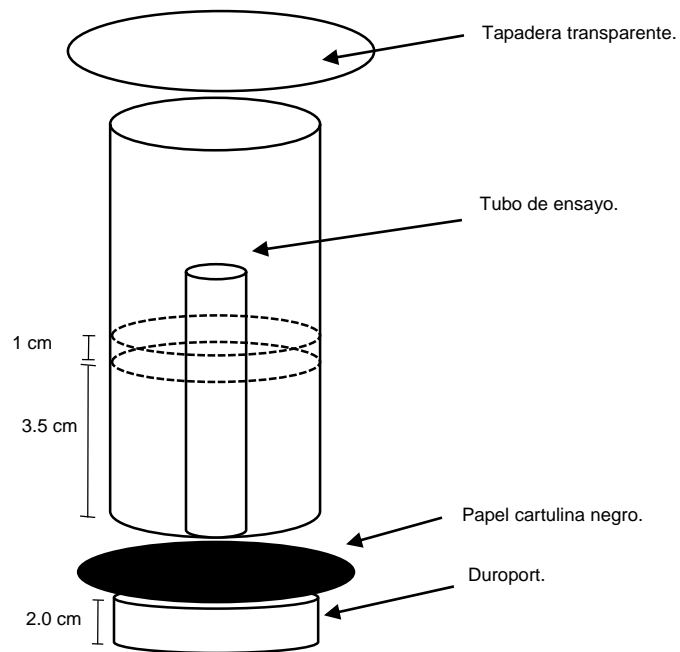
3.3.2.1. Materiales y equipo

Cuadro 24. Descripción de materiales a utilizar.

Descripción	Cantidad	Observaciones
Huevos parasitados	Muestras de 100 huevos	3 muestras de huevo grande y 3 de huevo pequeño
Tubo PVC	6 unidades	18 cm de altura por 8.5 cm de diámetro
Tubo de ensayo	6 unidades	7 cm de altura por 2.5 cm de diámetro
Papel cartulina color negro	6 unidades	18 cm de ancho por 30 cm de largo
Cola blanca	1 unidad	
Pega patas	1 unidad	
Duroport	1 plancha	Círculos de 8.5 cm de diámetro y 2 cm de ancho
Tapaderas plásticas	6 unidades	
Cinta adhesiva	1 unidad	

3.3.2.2. Construcción de la estructura

La estructura realizada se basó en la metodología empleada por Chagas et. al. (2002) y Cola et. al. (2012) sobre la calidad de vuelo de *Trichogramma prestiosum* y *Trichogramma atopovirilia* (figura 59), y se realizó mediante los siguientes pasos:



Fuente: Propia con datos de Chagas et al., 2002.

Figura 59. Esquema de la estructura a utilizar para determinar la capacidad de vuelo del parasitoide 01.

A. Paso 1

Para comenzar con la estructura se utilizó un rectángulo de papel cartulina (30 cm por 18 cm) ya 5.5 cm de uno de los extremos se colocó una franja de 1 cm de grosor de cinta adhesiva cubriéndola luego con pegapatas (tiene una función de actuar como barrera y atrapar a los parasitoides).

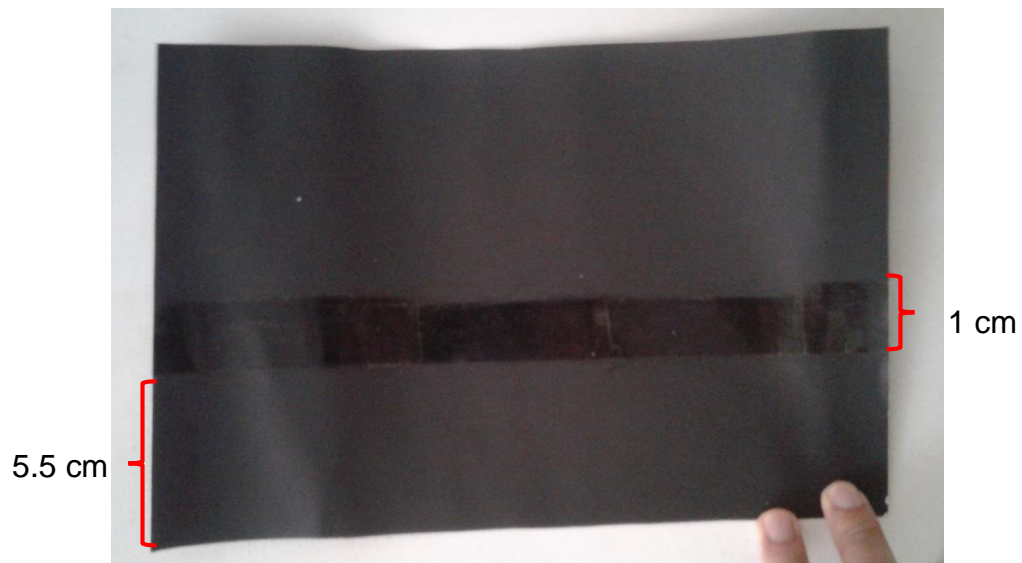


Figura 60. Rectángulo de papel cartulina con franja de adhesivo para la construcción de la estructura.

B. Paso 2

Se recortó un disco de duroport de 2 cm de espesor y 8.5 cm de diámetro, se cubrió con papel cartulina de color negro (9 cm diámetro) en la superficie, la cual sirvió como base para la estructura.



Figura 61. Disco de duroport cubierta con papel cartulina para la construcción de la estructura.

C. Paso 3

Debido a que los huevos parasitados se almacenan en nevera, se seleccionó una muestra de huevo a los 0, 7 y 14 días de almacenado. Se contaron 100 huevos parasitados con la ayuda de un contador manual y se colocaron dentro de un tubo de ensayo, con 3 repeticiones.



Figura 62. Muestras de huevo a los 0, 7 y 14 días de almacenado (se observan en viales en la parte inferior de la fotografía) y los tubos de ensayo con 100 huevos parasitados con tres repeticiones.

D. Paso 4

Para este paso se tomó el rectángulo de papel cartulina construido en el paso 1 y el disco de duroport construido en el paso 2. Se debe tener un cilindro de PVC de 18 cm de altura y 8.5 cm de diámetro, se procede a introducir el papel cartulina del paso 1 en el cilindro de PVC y como base de la estructura se colocó el disco de duroport del paso 2.

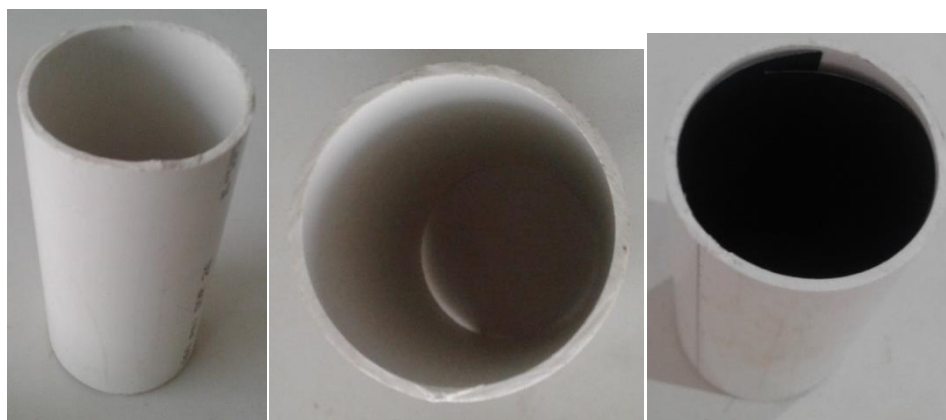


Figura 63. Construcción de la estructura para capacidad de vuelo.

E. Paso 5

El paso 5 consistió en introducir los tubos de ensayo con 100 huevos parasitados dentro de la estructura construida en el paso 4, en la base del tubo de ensayo se coloca una capa fina de cola blanca y se pega en la base de la estructura.

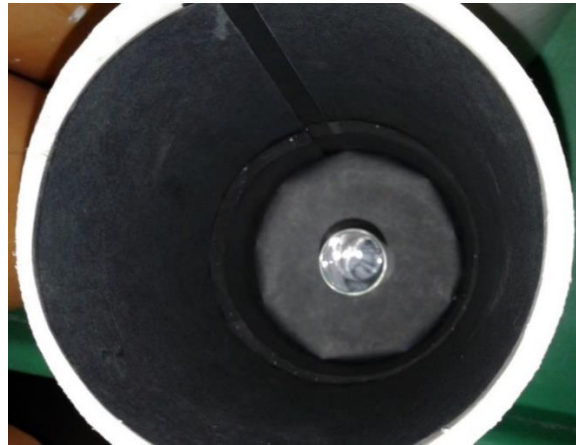


Figura 64. Tubo de ensayo con 100 huevos parasitados dentro de la estructura para determinar la capacidad de vuelo.

F. Paso 6

Se tomaron las tapaderas de cajas de petri plásticas, en la parte interna de la tapadera se colocó una capa fina de pagapatas (con el fin de atrapar a los parasitoides voladores) y luego se colocó como tapadera a la estructura del paso 5, sujetándola con cinta adhesiva.

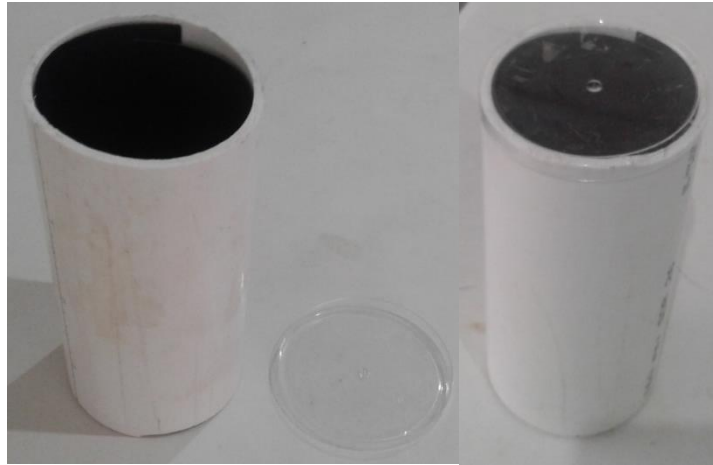


Figura 65. Estructura final para determinar la capacidad de vuelo del parasitoide 01.

3.3.2.3. Toma de datos

Para esta actividad se realizaron pruebas de forma mensual (cuadro 25) para llevar un control de la capacidad de vuelo de los parasitoides y de esa forma llevar un control de calidad de los mismos.

Cuadro 25. Cronograma de actividades para la prueba de capacidad de vuelo del parasitoide 01.

Descripción	Semanas año 2018																												
	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33	34	35	36	37	38	39	40	41	42
Construcción de estructuras																													
Montaje de pruebas																													
Toma de datos																													
Limpieza de estructuras																													
Tabulación de datos																													
Elaboración de informe																													

Luego de colocar los 100 huevos parasitados dentro de la estructura se esperó un período de 4 días, esperando que los parasitoides emerjan. Después de ese período se observaron en un estereoscopio y se contabilizaron con la ayuda de un contador manual los parasitoides localizados en el interior de la tapadera de la estructura (parasitoides voladores), los parasitoides ubicados en la franja de adhesivo con pegapatas ubicada en el

interior de la estructura (parasitoides no voladores) y los parasitoides ubicados dentro del tubo de ensayo (parasitoides caminadores).

Mediante las siguientes fórmulas se contabilizó el porcentaje de parasitoides voladores, no voladores y caminadores; y se llevó un registro de los datos.

$$\%parasitoides\ voladores = \frac{Número\ de\ parasitoides\ voladores}{total\ de\ huevos\ colocados} * 100$$

$$\%parasitoides\ no\ voladores = \frac{Número\ de\ parasitoides\ no\ voladores}{total\ huevos\ colocados} * 100$$

$$\%parasitoides\ caminadores = \frac{Número\ de\ parasitoides\ caminadores}{total\ de\ huevos\ colocados} * 100$$

3.3.3. Resultados

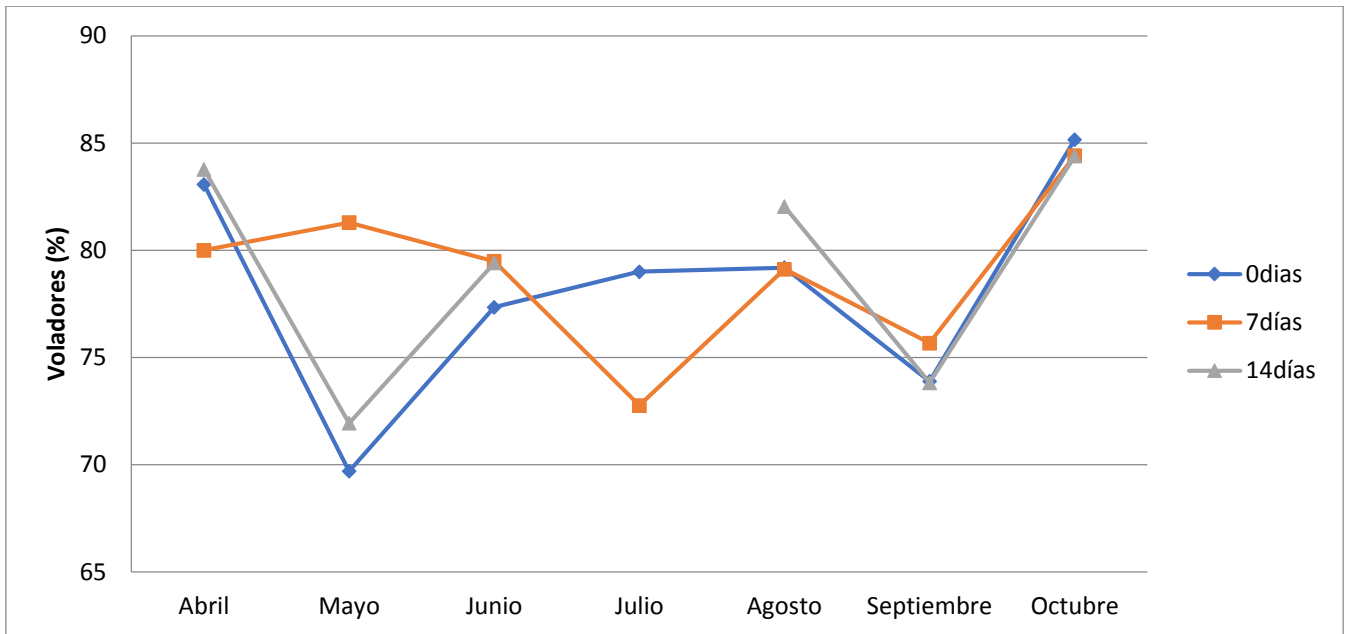


Figura 66. Porcentaje de parasitoides voladores luego de 0, 7 y 14 días de almacenados los huevos durante los meses de abril a octubre de 2018.

En la figura anterior se observa el comportamiento del porcentaje de parasitoides voladores se tomaron datos de forma mensual tomando huevos parasitados a los 0, 7 y 14 días de almacenados los huevos. Se obtuvo como promedio 78 %, 79 % y 79 % de parasitoides voladores a los 0, 7 y 14 días de almacenados los huevos parasitados, respectivamente.

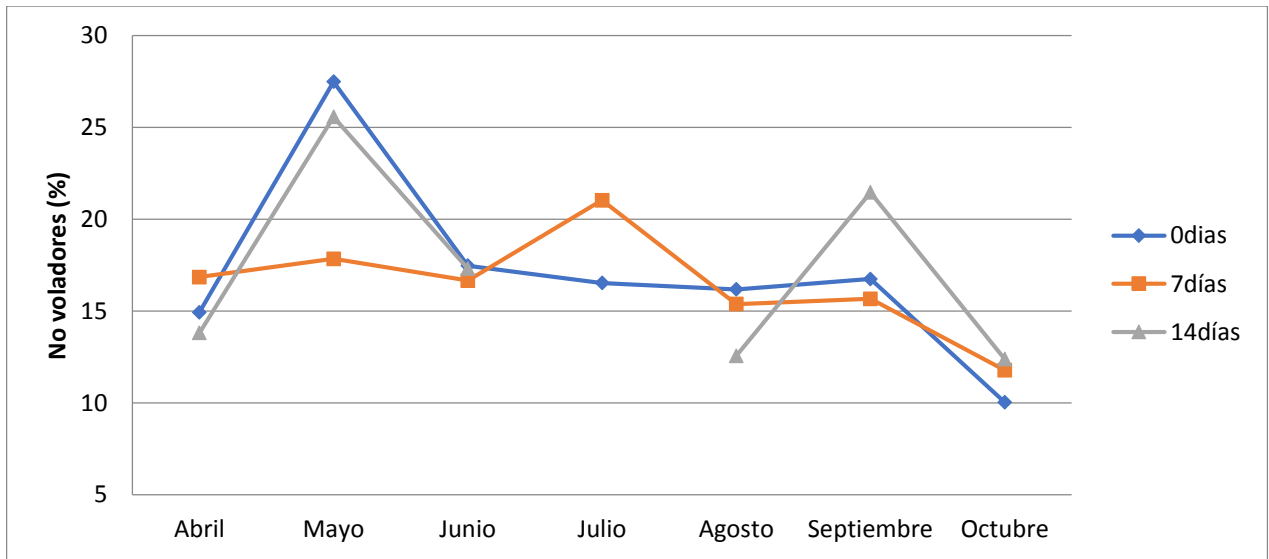


Figura 67. Porcentaje de parasitoides no voladores luego de 0, 7 y 14 días de almacenados los huevos durante los meses de abril a octubre de 2018.

En el caso de los parasitoides no voladores se obtuvo como promedio 17 %, 16 % y 17 % luego de 0, 7 y 14 días de almacenado los huevos, respectivamente. En la figura 40 se observa el comportamiento de los parasitoides no voladores del mes de abril a octubre de 2018.

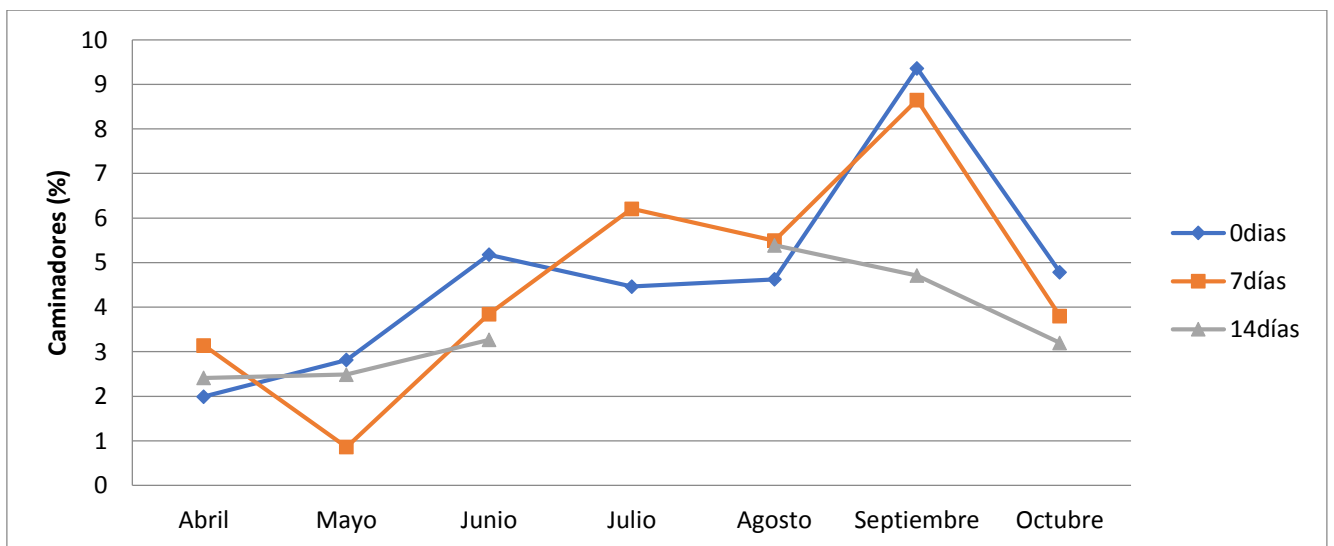


Figura 68. Porcentaje de parasitoides caminadores luego de 0, 7 y 14 días de almacenados los huevos durante los meses de abril a octubre de 2018.

En la figura 68 se observa el comportamiento de los parasitoides caminadores durante los meses de abril a octubre de 2018. Se obtuvo como promedio 5 %, 5 % y 4 % de parasitoides caminadores luego de 0, 7 y 14 días de almacenado los huevos.

3.3.4. Evaluación

Con un 95 % de confianza utilizando Excel para realizar el análisis, se obtuvo que los parasitoides voladores a los 0 días de almacenado los huevos se encontraron entre 74 % a 82 %, a los 7 días de almacenado se encontraron entre 76 % a 82 % y después de 14 días se encontraron entre 75 % a 83 %.

Para el caso de los parasitoides no voladores luego de 0 días de almacenado los huevos los porcentajes se encontraron entre 13 % a 21 %, luego de 7 días se encontraron entre 14 % y 19 % y después de 14 días de almacenado los huevos los porcentajes se encontraron entre 13 % y 21 %.

Los parasitoides caminadores se comportaron a los 0 días de almacenado los huevos entre 3 % a 6 %, luego de 7 días se encontraron entre 3 % a 6 % y después de 14 días de almacenado los huevos se encontraron entre 3 % y 5 %.

3.4. BIBLIOGRAFÍA

1. Alcides, J; Sousa, R. 2000. Hongos y nemátodos entomopatógenos (en línea). México, INECC. Consultado de ago. 2018. Disponible en <http://www.publicaciones.inecc.gob.mx/libros/667/cap10.pdf>.
2. Apablaza, J; Urra, F. 2010. Introducción a la Entomología General y Agrícola. Chile, Ediciones Universidad Católica de Chile. 408 p.
3. Banegas, JA. 2010. Entomología General. Honduras, CURLA. 46 p.
4. Bellver, E. 2017. Cómo cuidar gusanos de seda (en línea). España, Okdiario. Consultado ago 2018. Disponible en <https://okdiario.com/howto/2017/08/09/como-cuidar-gusanos-seda-1226104>.
5. Beltrán, J; Conradi, M; Gutierréz, J. 2018. Éxito evolutivo de los insectos (en línea). Sevilla, España, Zoowiki. Consultado 5 mar. 2018. Disponible en <https://www.bioscripts.net/zoowiki/temas/31C.html>.
6. Biobest, Bélgica. 2018. Pulgones (en línea). Consultado feb. 2018. Disponible en <https://www.biobestgroup.com/es/biobest/plagas-y-enfermedades/pulgones-4958/>.
7. Cabezas, F. 1996. Introducción a la Entomología. México, Trillas, S.A. 140 p.
8. Castiglioni, E. 2015. Clase insecta (en línea). Uruguay, Universidad de la República. Consultado abr. 2015. Disponible en <https://eva.udelar.edu.uy/pluginfile.php/122952/course/section/14531/Pr%C3%A1ctico-6-2016-Insecta.pdf>.
9. Chagas, M; Cruz, I; Dos Santos, C; Parra, J; Prezzoti, L. 2002. Teste de vôo como critério de avaliação da qualidade de *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae): Adaptação de metodologia. Valadares, Brasil, Universidad de Vale do Rio Doce. 7 p.
10. Chan, C; Pat, C; Pech, O; Rolando, M. 2018. Tipos de reproducción de los insectos (en línea). México. Consultado may. 2018. Disponible en https://www.academia.edu/9267632/TIPOS_DE_REPRODUCCION_DE_LOS_INSECTOS.
11. Clarson, D. 2006. Microorganisms as biocontrol agents. Kerala, India, Agro Clinic & Research Center. 148 p.
12. Cola, J; Demolin, G; Leite, S; Méndes, V; Pires, E. 2012. Quality control of *Trichogramma atopovirilia* and *Trichogramma pretiosum* (Hym.: Trichogrammatidae) adults reared under laboratory conditions. Brazil, Brazilian archives of biology and technology. 15 p.

13. Cordova, S. 2008. Entomología General. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía. 32 p.
14. De La Cruz, J. 2005. Entomología, morfología y fisiología de los insectos. Palmira, Colombia, Universidad Nacional de Colombia. 220 p.
15. Gil, M. 2011. Temas selectos de biología 2. México, Colegio de Bachilleres del Estado de Sonora. 113 p.
16. Gross, J. 2017. Identification, images and information for insects, spiders (en línea). Estados Unidos, Iowa State University. Consultado jun. 2018. Disponible en <https://bugguide.net/node/view/1434370>.
17. Guevara, F. 2014. Introducción: importancia y distribución de los insectos. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía. 224 p.
18. Hall, K. 2009. Identification, images and information for insects, spiders (en línea). Estados Unidos, Iowa State University. Consultado jul. 2018. Disponible en <https://bugguide.net/node/view/258300>.
19. Hohenems, C. 2015. Identification, images and information for insects, spiders (en línea). Estados Unidos, Iowa State University. Consultado jun. 2018. Disponible en <https://bugguide.net/node/view/1170526>.
20. Irene. 2017. Anatomía comparada en el reino animal (en línea). México, Slideshare. Consultado may. 2018. Disponible en <https://www.slideshare.net/irenebyg/1bach-anatoma-comparada-animal-funcin-de-reproduccion>.
21. Koppert, Países Bajos. 2018. Pulgones (en línea). Países Bajos. Consultado feb. 2018. Disponible en <https://www.koppert.es/plagas/pulgones/>.
22. Lantschner, V. 2014. Grupo de ecología de poblaciones de insectos "Pulgones" (en línea). Argentina, INTA. Consultado mar. 2018. Disponible en https://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-inta-boletin_pulgones.pdf.
23. Larral, P; Ripa, R. 2008. Monitoreo de plagas y registros (en línea). Costa Rica. Consultado jul. 2018. Disponible en http://www.avocadosource.com/books/Ripa2008/Ripa_Chapter_03.pdf.
24. Lobo, X. 2018. Gastronomía: comer insectos (en línea). Barcelona, Traveler. Consultado mar. 2018. Disponible en <http://www.traveler.es/gastronomia/articulos/comer-insectos-barcelona-mercado-boqueria/11878>.
25. Malais, M; Ravensberg, W. 2006. Conocer y reconocer las plagas de cultivos protegidos y sus enemigos naturales. Países Bajos, Koppert. 443 p.

26. Octavio, A. 2012. Insectos: los artópodos más diversificados (en línea). Estados Unidos, Kerchak. Consultado may. 2018. Disponible en <https://kerchak.com/insectos-los-artropodos-mas-diversificados/>.
27. Zamora, J; Martínez, N; Guerrero, M; Fuentes, J; Hernández, C. 2007. Producción vegetal y sanidad vegetal (en línea). Sevilla, España, Universidad de Sevilla. Consultado mar. 2018. Disponible en http://ocwus.us.es/produccion-vegetal/sanidad-vegetal/tema_2/page_13.htm.
28. Prezotti, L; Parra, J; Vencousky, R; Dos Santos, C; Cruz, I; Chagas, M. 2002. Teste de vôo como critério de avaliação da qualidade de *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae): adaptação de metodologia. Brasil, Universidade Vale do Rio Doce. 7 p.
29. Farmnet, Estados Unidos. 2018. Animal classification (en línea). Nueva York, Estados Unidos. Consultado mar. 2018. Disponible en http://resources.teachnet.ie/farmnet/Animal_classification.htm
30. Rodríguez, Z. 2012. Clase insecta (en línea). México. Consultado jul. 2018. Disponible en <http://zulayruby.blogspot.com/2012/09/metamorfosis.html>.
31. Salinas, P. 2000. Apuntes de entomología. Venezuela, SOCOME. 78 p.
32. Sermeño, J; Escobar, J; Rivas, A. 2004. Manual técnico: Plagas invertebradas. El Salvador, Universidad de El Salvador. 120 p.
33. Syngenta, Guatemala. 2018. Variedad nathalie (en línea). Guatemala. Consultado mar. 2018. Disponible en <https://www.syngenta.com.gt/nathalie>.
34. Toro, H; Chiappa, E; Tobar, C. 2003. Biología de los insectos. Valparaíso, Chile, Ediciones Universitarias de Valparaíso. 42 p.
35. UDEC, Chile. 2018. Metamorfosis en insectos (en línea). Concepción, Chile. Consultado mar. 2018. Disponible en <http://www2.udec.cl/~sanidad-forestal/sanidad1/Unidad4.htm>.
36. UNC, Argentina. 2018. Desarrollo y metamorfosis de insectos (en línea). Córdoba, Argentina, Facultad de Ciencias Agropecuarias. Consultado mar. 2018. Disponible en <http://agro.unc.edu.ar/~zoologia/ARCHIVOS/Metamorfosis%202013.pdf>.

3.5. ANEXOS

3.5.1. Lista de asistencia de capacitaciones

micsa.		MIC, S.A	Código:10-RE-RHM-004 Versión:01
		Capacitación al personal	
Fecha:	23/03/2018	Horario:	9:00 AM
Tema de Capacitación: Entomología Básica.			
Instructor (s) Responsable: José Eduardo Guoz Comez			
No.	Nombre	Puesto	Firma
1	Alvaro Oscar Reyes.	Coordinador Producción Avícola	[Firma]
2	Christian Cabrera	Auxiliar Producción	[Firma]
3	Julio Carías	Auxiliar Producción	[Firma]
4	Mario González A.	Auxiliar de Producción	[Firma]
5	Oswaldo Píril	Auxiliar de Producción	[Firma]
6	Luis Miranda Ph.	Auxiliar de Producción	[Firma]
7	José García	Auxiliar de Producción	[Firma]
8	Mildred Marisol Patán	Auxiliar de producción	[Firma]
9	Elver Eliazar García	Auxiliar de producción	[Firma]
10	Cristian Abigail Alvarez Cruz	Auxiliar de producción	Cristian Alvarez
11	Juan Carlos Giron	Auxiliar de producción	Juan Giron
12	José Manuel García J.	Asistente de Producción	[Firma]
13	Hugo Daniel Davis Paredes	Auxiliar de Producción	[Firma]
14	Ana Laura Arizandieta	Auxiliar de Producción	[Firma]
15	Erica Maritza Bran Aroche	Asistente de Producción	[Firma]
16	Abel Jeremías García González	Asistente de producción	[Firma]
17	Rudy Fermin Gonzalez Hernandez	Auxiliar de Producción	[Firma]
18	Cristian Velasquez Garcia	Auxiliar de Producción	[Firma]
19	Saúl Alvarez Chioy	Auxiliar de producción	[Firma]
20	Maura Maritza Antiche	Asistente de Producción	[Firma]
21	Harrison Alvarez.	Auxiliar de Producción	[Firma]
22	Nuñia Sohana Zamora	Auxiliar de Producción	[Firma]
23	Héctor Abel Hernández		[Firma]
24	Evelyn Yessenia Antiche	Asistente laboratorio	[Firma]
25	America Ismael	Auxiliar producción	[Firma]
26	Maurin Germain Zamora	Auxiliar producción	[Firma]
27	José Aroldo Mijangos López	Técnico de Producción	[Firma]
28	Edwin Alejandro Estupe Amiaga	Técnico de Producción	[Firma]
29	Enrik Orlando Gonzalez A.	Técnico Validación y Registros	[Firma]
30			

Figura 69A. Lista de asistencia para la capacitación sobre entomología de insectos.

micsa		MICSA		Código: RE-RHM-004	
		Capacitación al personal		Versión: 01	
Fecha:	12 de abril de 2018	Horario:	9:00 AM		
Tema de Capacitación: Taxonomía de Insectos					
Instructor (s) Responsable: Eduardo Guoz / EPS					
No.	Nombre	Puesto	Firma		
1	Saúl Álvarez Chiroy	Auxiliar de producción	Saúl Álvarez		
2	Cristian Alfredo Velásquez García	Auxiliar de Producción	Cristian Velásquez		
3	Christian Cabrera	Auxiliar de Producción	Christian Cabrera		
4	Elver Eliazar García Sian	Auxiliar de producción	Elver García		
5	Walter David Goruá Coro	Auxiliar de Producción	Walter Goruá		
6	Cristian Abigail Álvarez Cruz	Auxiliar de Producción	Cristian Álvarez		
7	Juan Carlos Biron	Auxiliar de Producción	Juan Carlos Biron		
8	Mildred Marisol Portán Carrera	Auxiliar de producción	Mildred Portán		
9	Evelyn Yessenia Antuque Cuyuc	Asistente Laboratorio	Evelyn Antuque		
10	Julio Cesar Carías Enriquez	Auxiliar de Producción	Julio Cesar Carías		
11	Oswaldo Enrique Pirel García	Auxiliar de Producción	Oswaldo Pirel		
12	José Manuel García Jerónimo	Asistente de Producción	José Manuel García		
13	Héctor Abel Hernández	Auxiliar de Producción	Héctor Abel Hernández		
14	Ana Lucía Arizandieta	Auxiliar de Producción	Ana Lucía Arizandieta		
15	Cindy Vanessa Álvarez González	Auxiliar de Producción	Cindy Vanessa Álvarez		
16	José Aceldo Mijangos López	Técnico de Producción	José Aceldo Mijangos		
17	America Ismael	Asistente Auxiliar	America Ismael		
18	Myo Daniel David Ramos	Auxiliar de Producción	Myo Daniel Ramos		
19	Rudy Fermin González Hernández	Auxiliar de Producción	Rudy Fermin González		
20	Ericka Maritza Brian Aroche	Asistente de Producción	Ericka Maritza Aroche		
21	Luis Miranda Chiguichon	AUXILIO Producción	Luis Miranda		
22	Maira Marcela Antuque	Asistente de Producción	Maira Marcela Antuque		
23	Abel Jeremías García González	Asistente de producción	Abel Jeremías García		
24					
25					
26					
27					
28					
29					

Figura 70A. Lista de asistencia para la capacitación sobre taxonomía de insectos.


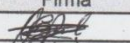

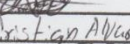
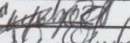
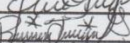



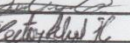

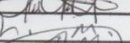

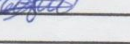
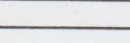
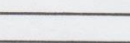
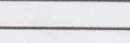
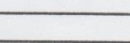
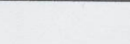
		MIC, S.A.		Código: Versión:01	
		Capacitación al personal			
Fecha:	18/06/18	Horario:	9:00		
Tema de Capacitación: Control biológico de Insectos					
Instructor (s) Responsable: José Guoz I EPS					
No.	Nombre	Puesto	Firma		
1	Oswaldo Enrique Pirel Garcia	Auxiliar de producción			
2	Hugo David Luis Parodis	" "			
3	Juan Carlos Giron	" "			
4	Cristian Abigail Alvarez Cruz	Auxiliar de producción			
5	Erica Maritza Bran Arce	Asistente de Producción			
6	Elver Eliazar Garcia	Auxiliar de producción			
7	Rudy Fermin Gonzalez Hernandez	Auxiliar de Producción			
8	Mildred Poitan Carrera	Auxiliar de producción			
9	Naira Johana Zamora	Auxiliar de producción			
10	Marco Antonio Gonzalez Aquilar	Auxiliar de producción			
11	Harrison Otoniel Alvarez Martinez	Auxiliar de Producción			
12	Julio Cesar Carias Enriquez	Auxiliar de Producción			
13	Hector Abel Hernandez	Auxiliar de Producción			
14	Ana Lusa Arizandieta	Auxiliar de Producción			
15	José Manuel Garcia Jerónimo	Supervisor de producción			
16	Luis Miranda Ch.	Auxiliar Producción			
17	Cindy Vanessa Alvarez Gonzalez	Auxiliar de Producción			
18	Cristian Alfredo Velazquez Garcia	Auxiliar de Producción			
19					
20					
21					
22					
23					
24					
25					

Figura 71A. Lista de asistencia para la capacitación sobre control biológico de insectos.