

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMÍA
ÁREA INTEGRADA

TRABAJO DE GRADUACIÓN

**DETERMINACIÓN DE LA DOSIS LETAL 50 CON *Metarhizium anisopliae* CEPA
SASAFE EN EL CONTROL DE GALLINA CIEGA (*Phyllophaga parvisetis*.) BAJO
CONDICIONES DE LABORATORIO,
DIAGNÓSTICO Y SERVICIOS REALIZADOS EN GRUPO CORPORATIVO SANTA ANA,
ESCUINTLA, GUATEMALA, C.A.**

JAVIER ROMEO RUIZ MORALES

GUATEMALA, MAYO DE 2021

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMÍA
ÁREA INTEGRADA**

**DETERMINACIÓN DE LA DOSIS LETAL 50 CON *Metarhizium anisopliae* CEPA
SASAFE EN EL CONTROL DE GALLINA CIEGA (*Phyllophaga parvisetis*.) BAJO
CONDICIONES DE LABORATORIO,
DIAGNÓSTICO Y SERVICIOS REALIZADOS EN GRUPO CORPORATIVO SANTA ANA,
ESCUINTLA, GUATEMALA, C.A.**

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

POR

JAVIER ROMEO RUIZ MORALES

**EN EL ACTO DE INVESTIDURA COMO
INGENIERO AGRÓNOMO**

EN

**SISTEMAS DE PRODUCCIÓN AGRÍCOLA
EN EL GRADO ACADÉMICO DE
LICENCIADO**

GUATEMALA, MAYO DE 2021

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMÍA

RECTOR EN FUNCIONES

DR. JORGE FERNANDO ORELLANA OLIVA

JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE AGRONOMÍA

DECANO	Ing. Agr. Waldemar Nufio Reyes
VOCAL I	Dr. Marvin Roberto Salguero Barahona
VOCAL II	Dra. Gricelda Lily Gutiérrez Álvarez
VOCAL III	Ing. Agr. M.A. Jorge Mario Cabrera Madrir
VOCAL IV	P. Agr. Marlon Estuardo González Álvarez
VOCAL V	Br. Sergio Wladimir Gonzáles Paz
SECRETARIO	Ing. Agr. Walter Arnoldo Reyes Sanabria

GUATEMALA, ABRIL DE 2021

Guatemala, mayo de 2021

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 titulado: **“DETERMINACIÓN DE LA DOSIS LETAL 50 CON *Metarhizium anisopliae* CEPA SASAFE EN EL CONTROL DE GALLINA CIEGA (*Phyllophaga parvisetis*.) BAJO CONDICIONES DE LABORATORIO, DIAGNÓSTICO Y SERVICIOS REALIZADOS EN GRUPO CORPORATIVO SANTA ANA, ESCUINTLA, 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”

A handwritten signature in black ink, appearing to read 'J. Ruiz', with a stylized flourish extending to the right.

JAVIER ROMEO RUIZ MORALES

ACTO QUE DEDICO

A:

DIOS	Por todas sus bendiciones y permitirme haber llegado a este momento tan importante de mi vida.
MIS PADRES	Romeo Ruiz e Ingrid Morales por darme siempre su amor, consejos y haberme apoyado incondicionalmente en todo este camino, son un ejemplo para mí.
MIS HERMANOS	Henry y María por aportar siempre alegría y cosas buenas a mi vida.
MIS ABUELOS	Otto morales (Q.E.P.D) por haber sido un segundo padre para mi, corregirme, aconsejarme y formarme como una persona de bien, Maura Salazar por todo su amor y bondad, Romeo Ruiz y Clara Contreras (Q.E.P.D) por su cariño y mensajes de aliento durante toda mi vida.
MIS TIOS	Maribel Morales, Jorge Martínez, Juan Salazar, Juventino Salazar, Sandra Salazar, Carlos Salazar, Rudy Lima, Astrid Reinsch, Marisol Ruiz, Barbara Ruiz y Lorena Ruiz que siempre me han apoyado y brindado su cariño.
MIS PRIMOS	Roberto Álvarez, Manuel Molina, Rudy Lima, Sebastián Lima, Diego de León y Daniel de León por todos los buenos momentos vividos en la infancia.

AGRADECIMIENTOS

A:

FACULTAD DE AGRONOMÍA Por haberme forjado como profesional y haber pasado ahí una de las mejores etapas de mi vida.

MI ASESOR Filadelfo Guevara por ayudarme a darle seguimiento a mi investigación.

MI SUPERVISOR Marco Vinicio Fernández por su apoyo y aporte de conocimientos.

GRUPO CORPORATIVO SANTA ANA por permitirme realizar mi EPS en su equipo de trabajo y tener mi primera experiencia en el área profesional.

DEPARTAMENTO TÉCNICO AGRÍCOLA A Lic. Luis Carlos Arroyo, Ing. Henry Giménez, Ing. Raisa Peña por ser ejemplo de excelentes profesionales y excelentes personas, a Gabriel Salazar, Rudy Coloma, Alex Bojorques y David Samayoa por su amistad, a Saúl Marín, Gabriela Cadenas y Wilson Ajín por compartir sus conocimientos.

FAMILIA SALAZAR ORTIZ A mis tíos, Leones Salazar y Dolores Ortiz por haberme brindado todo su apoyo en mi etapa de EPS, a mis primos Melvin, Mileidy, Marisa, Melvin Antonio, Mauricio (Q.E.P.D), Carlos Leonel, Carlos Adrián y Dulce por haber echo de mi EPS una mejor etapa y hacerme sentir como en mi casa, siempre agradecido con ustedes.

MIS AMIGOS Jorge Zumeta, Eddyn Archila, Carlos Roquel, Michael Yos, Marvin Teleguario, Octavio Martínez, Eduardo Vaquero, Aida de León, Luis Arevalo, Josue Santos, Alexander Velasquez, Gustavo Salazar, Cristian Hernández, Manuel Ixcot, Daniel Jocop, Pablo Hernández de Paz, Pablo Rodas, Harley Tichoc, Bryan Say, Kevin Girón y Derian Alvizures por todos los buenos momentos vividos.

ÍNDICE GENERAL

TÍTULO	PÁGINA
RESUMEN	IX
CAPITULO 1: DIAGNÓSTICO DEL DEPARTAMENTO TÉCNICO AGRÍCOLA, GRUPO CORPORATIVO SANTA ANA, ESCUINTLA, GUATEMALA.	1
1.1 PRESENTACIÓN.....	3
1.2 MARCO REFERENCIAL.....	4
1.2.1 Industria azucarera en Guatemala	4
1.2.2 Grupo Corporativo Santa Ana	5
1.2.4 Productos que comercializa	7
1.2.5 Estructura organizacional.....	8
1.2.6 Ubicación geográfica.....	10
1.2.7 Vías de acceso.....	11
1.2.8 Condiciones climáticas.....	11
1.3 OBJETIVOS	12
1.3.1 General	12
1.3.2 Específicos.....	12
1.4 METODOLOGÍA	13
1.4.1 Descripción de la estructura y función	13
1.4.2 Determinar los principales problemas en el departamento técnico agrícola	13
1.4.3 Jerarquización y propuesta a los problemas encontrados	14
1.5 RESULTADOS.....	15
1.5.1 Descripción de la estructura y función del departamento técnico agrícola.....	15
1.5.2 Determinar los principales problemas en el departamento técnico agrícola.	22
1.5.3 Jerarquización y propuesta a los problemas encontrados	26
1.6 CONCLUSIONES	28
1.7 RECOMENDACIONES	29
1.8 BIBLIOGRAFÍA	30

CAPITULO II: DETERMINACION DE LA DOSIS LETAL 50 CON <i>METARHIZIUM ANISOPLIAE</i> CEPA SASAFE EN EL CONTROL DE GALLINA CIEGA (<i>Phyllophaga parvisetis</i> .) BAJO CONDICIONES DE LABORATORIO EN EL INGENIO SANTA ANA ESCUINTLA, GUATEMALA, C.A.		31
2.1	PRESENTACIÓN	33
2.2	MARCO TEÓRICO	35
2.2.1	Marco conceptual	35
2.3	OBJETIVOS.....	52
2.3.1	General.....	52
2.3.2	Específicos	52
2.4	HIPÓTESIS.....	52
2.5	METODOLOGÍA	53
2.5.1	Determinación la especie de <i>Phyllophaga</i> presente en el área	53
2.5.2	Determinación del porcentaje de parasitismo y dosis letal 50 (DL 50)	54
2.5.3	Determinación del tiempo letal 50 (TL50) para la dosis recomendada	61
2.5.4	Descripción de las características que identifican a las larvas parasitadas	62
2.5.5	Cálculo del costo para cada una de las dosis de <i>Metarhizium anisopliae</i>	62
2.6	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	63
2.6.1	Determinación la especie de <i>Phyllophaga</i>	63
2.6.2	Determinación del porcentaje de parasitismo y dosis letal 50 (DL50)	66
2.6.3	Determinación del tiempo letal 50 (TL50) para la dosis recomendada	72
2.6.4	Descripción de las características que identifican a las larvas parasitadas	73
2.6.5	Análisis económico	75
2.7	CONCLUSIONES	77
2.8	RECOMENDACIONES.....	78
2.9	BIBLIOGRAFÍA.....	79

CAPITULO III: SERVICIOS REALIZADOS EN EL DEPARTEMENTO TÉCNICO
 AGRÍCOLA DEL GRUPO CORPORATIVO SANTA ANA, ESCUINTLA,
 GUATEMALA C.A..

	83
3.1	PRESENTACIÓN..... 85
3.2	Área de influencia 86
3.3	Determinación de la eficiencia de cuatro ingredientes activos 86
3.3.1	Marco conceptual..... 86
3.3.2	Marco referencial 90
3.3.3	OBJETIVOS 94
3.3.4	HIPÓTESIS 94
3.3.5	METODOLOGIA 95
3.3.6	RESULTADOS Y DISCUSIÓN..... 100
3.3.7	CONCLUSIONES 105
3.3.8	RECOMENDACIONES 105
3.4	Dosis letal 40 de <i>Isaria fumosorosea</i> para el control de huevos de chinche salivosa (<i>Aenolamia postica</i>). 106
3.4.1	Marco conceptual..... 106
3.4.2	Marco referencial 109
3.4.3	Objetivos 111
3.4.4	Hipótesis 111
3.4.5	Metodología 112
3.4.6	Resultados y discusión 118
3.4.7	Conclusión 127
3.4.8	Recomendaciones 128
3.4.9	Bibliografía 129
3.4.10	Anexos 132

ÍNDICE DE FIGURAS

FIGURA	PÁGINA
Figura 1. Evolución del cultivo de caña de azúcar en Guatemala.....	4
Figura 2. Organigrama del departamento Técnico Agrícola.....	15
Figura 3. Estructura del departamento Técnico Agrícola.	16
Figura 4. Árbol de problemas para limitación del uso de insecticidas químicos.....	22
Figura 5. Árbol de problemas para falta de información de <i>Isaria fumosorosea</i>	23
Figura 6. Árbol de problemas para el aumento de la población de <i>Phyllophaga sp.</i>	24
Figura 7. Árbol de problemas para poca viabilidad de los hongos.....	25
Figura 8. Edeago y ráster característico de <i>P. dasypoda</i>	37
Figura 9. Edeago y ráster característico de <i>P. parvisetis</i>	38
Figura 10. Edeago característico de <i>P. latipes</i>	39
Figura 11. Edeago característico de <i>P. anomalinata</i>	40
Figura 12. Ubicación del ingenio Santa Ana.	49
Figura 13. Levantamiento de macollas para la obtención de las larvas.	53
Figura 14. Cajas de plástico con su respectivo suelo, larva y alimento.	56
Figura 15. Aplicación de los tratamientos de <i>M. anisopliae</i> mediante aerógrafo	60
Figura 16. Región anal característica de <i>Phyllophaga</i>	63
Figura 17. Ráster característico de <i>P. parvisetis</i>	64
Figura 18. Genitalia característica de <i>P. parvisetis</i>	65
Figura 19. Parasitismo de <i>M. anisopliae</i> cepa sasafe sobre larvas de <i>P. parvisetis</i>	67
Figura 20. Parasitismo de <i>M. anisopliae</i> cepa sasafe sobre larvas de <i>P. parvisetis</i>	68
Figura 21. Gráfica de normalidad.....	69
Figura 22. Regresión para el cálculo de dosis letal (DL).....	71
Figura 23. Regresión para el cálculo de tiempo letal 50 (TL50) de la dosis 2.5×10^{14}	73
Figura 24. Ciclo de vida de <i>P. parvisetis</i>	88
Figura 25. Croquis del experimento.	97
Figura 26. Dinámica poblacional de <i>P. parvisetis</i> a lo largo del experimento.	100
Figura 27. Gráfica de normalidad.....	102

PÁGINA

Figura 28. Porcentaje de parasitismo por tratamiento	119
Figura 29. Comportamiento del parasitismo a los días después de aplicado.....	120
Figura 30. Regresión lineal para determinar una dosis letal.	122
Figura 31. Regresión lineal para cálculo del tiempo letal TL	123
Figura 32A. Dimensionamiento para el muestreo de gallina ciega.....	133
Figura 33A. Distribución de puntos de muestreo para gallina ciega.....	133
Figura 34A. Distribución de cebos para roedor en campo	137
Figura 35A. Unidad de muestreo para <i>Phyllophaga</i>	140
Figura 36A. Selección de huevos de <i>A. postica</i>	140
Figura 37A. Gráfica de normalidad de huevos parasitados.....	141

ÍNDICE DE CUADROS

CUADRO	PÁGINA
Cuadro 1. Área total del Grupo Corporativo Santa Ana.	10
Cuadro 2. Hongos patógenos, plagas y enfermedades a las que ataca.	19
Cuadro 3. Costo hongos patógenos producidos en el departamento Técnico Agrícola.....	19
Cuadro 4. Insecto parasitoide y estadio de <i>Diatraea sp</i> que parasita	20
Cuadro 5. Actividades realizadas por el departamento de control de calidad.....	21
Cuadro 6. Matriz participativa.	26
Cuadro 7. Jerarquización de problemas y propuesta de solución.....	27
Cuadro 8. Factor de pérdida e índice de daño de plagas de caña de azúcar.	35
Cuadro 9. Umbral económico de las plagas más importantes de la caña de azúcar.....	41
Cuadro 10. Descripción de los tratamientos (dosis) de <i>M. anisopliae</i>	55
Cuadro 11. Condiciones de la aplicación del ensayo.....	56
Cuadro 12. Rendimiento y viabilidad del hongo.	58
Cuadro 13. Porcentaje de parasitismo de los tratamientos.....	66
Cuadro 14. Análisis de la varianza para el porcentaje de parasitismo corregido.	69
Cuadro 15. Prueba múltiple de medias	70
Cuadro 16. Tabla de probit para las respectivas dosis	71
Cuadro 17. Tabla de probit para las respectivas dosis y días después de aplicado.	72
Cuadro 18. Descripción de larvas parasitadas.....	74
Cuadro 19. Producción de <i>M. anisopliae</i> cepa sasafe mes de agosto.....	75
Cuadro 20. Costo de las dosis si se aplicara en 1 hectárea de terreno.	76
Cuadro 21. Descripción de los tratamientos.	95
Cuadro 22. Condiciones de la aplicación.	96
Cuadro 23. Análisis de la varianza.....	102
Cuadro 24. Prueba de comparación de medias Tukey.	103
Cuadro 25. Costo de los ingredientes activos.	104
Cuadro 26. Descripción de los tratamientos de <i>I. fumosorosea</i>	113
Cuadro 27. Porcentaje de parasitismo por repetición.	118
Cuadro 28. Análisis de la varianza para el porcentaje de parasitismo.	121

PÁGINA

Cuadro 29. Prueba múltiple de medias.	121
Cuadro 30. Caracterización de huevos parasitados por <i>I. fumosorosea</i>	125
Cuadro 31. Costo de la dosis si se aplica en 1 ha de terreno	126
Cuadro 32A. Labores para principales plagas en caña de azúcar.	132
Cuadro 33A. Costo para el Manejo Integrado de Roedores.....	134
Cuadro 34A. Costo de labores para chinche salivosa en cosecha manual.	135
Cuadro 35A. Costos para labores de manejo de chinche salivosa	136
Cuadro 36A. Producción de <i>Metarhizium anisopliae</i> año 2018.....	137
Cuadro 26A. Transformación probit	138
Cuadro 38A. Aleatorización de los tratamientos y bloques.	139
Cuadro 39A. Tabla probit para cálculo de dosis letal	141
Cuadro 40A. Tabla probit para cálculo de tiempo letal.....	142

DETERMINACION DE LA DOSIS LETAL 50 CON *Metarhizium anisopliae* CEPA SASAFE EN EL CONTROL DE GALLINA CIEGA (*Phyllophaga parvisetis*.) BAJO CONDICIONES DE LABORATORIO, DIAGNÓSTICO Y SERVICIOS REALIZADOS EN GRUPO CORPORATIVO SANTA ANA, ESCUINTLA, GUATEMALA, C.A.

RESUMEN

El Ejercicio Profesional Supervisado (EPS) para optar por el título de Ingeniero Agrónomo en Sistemas de Producción Agrícola, se realizó en el periodo comprendido de agosto de 2018 a mayo de 2019 en las instalaciones del Grupo Corporativo Santa Ana en el departamento Técnico Agrícola. El departamento Técnico Agrícola se dedica al Manejo Integrado de Plagas en todas las regiones del ingenio, cuenta con un área de laboratorios donde se producen distintos microorganismos benéficos, trampas y rodenticidas, y un área de campo que se encarga de coordinar programas para el control de las plagas.

El Comité de Manejo Integrado de Plagas de la Caña de Azúcar (CAÑAMIP 2000) menciona que las plagas más importantes para el cultivo de caña de azúcar son la chinche salivosa (*Aeneolamia postica*), gallina ciega (*Phyllophaga* sp.), rata de campo (*Rattus* sp.), y barrenador del tallo (*Diatraea* sp.), se han implementado estrategias fundamentales de manejo integrado de plagas que ayudan a reducir las pérdidas económicas que causan como el uso moderado de insecticidas, uso de insectos parasitoides y hongos entomopatógeno.

Se realizó un diagnóstico para detectar los problemas de actualidad en el departamento Técnico Agrícola que se enfocó en el Manejo Integrado de Plagas por lo que se recabó información sobre el manejo de plagas en caña de azúcar, la función de cada laboratorio y de cada componente del departamento, luego de esto se realizó una matriz de priorización de problemas, identificando el más relevante como la limitación del uso de insecticidas químicos.

Con el fin de contribuir a resolver el problema de limitación con el uso de insecticidas se planteó la investigación: Determinación de la dosis letal 50 con *Metarhizium anisopliae* cepa sasafe en el control de gallina ciega (*phyllophaga parvisetis*.) bajo condiciones de laboratorio en el Ingenio Santa Ana Escuintla, Guatemala, C.A. donde se evaluaron cinco dosis del hongo entomopatógeno *M. anisopliae* con el fin de obtener una dosis apta para poder aplicar en el campo y un análisis de costos para comparar discutir sobre las diferencias a un manejo químico.

La investigación tuvo una duración de dos meses aproximadamente y se hizo a través de un diseño completamente al azar, ya que fue bajo condiciones controladas, el experimento consto de seis tratamientos y cuatro repeticiones, la variable de respuesta fue porcentaje de larvas parasitadas, el tratamiento correspondiente a la dosis de 2.5×10^{14} conidios/ha presentó el mayor porcentaje de parasitismo con un 22.5 %, posteriormente se realizó un análisis probit en el que se determinó que la dosis letal (DL) para que *M. anisopliae* cepa sasafe pueda parasitar el 50 % de la población es de 2.71×10^{14} conidios/ha.

Los servicios también se plantearon en base a los problemas encontrados en el diagnóstico, los servicios que se plantearon fueron dos investigaciones la primera: Determinación de la eficiencia de cuatro ingredientes activos (Thiamethoxam, Clothianidin, Fipronil y Ethiprole) para el control de *P. parvisetis*, donde se evaluaron cuatro ingredientes activos en un diseño experimental de bloques al azar con cinco tratamientos y seis bloques en el que se concluyó que ninguno de los ingredientes activos generó una diferencia significativa para el control de gallina ciega, y la segunda: Determinación de la dosis letal 40 de *Isaria fumosorosea* para el control de huevos de chinche salivosa (*Aenolamia postica*) donde se determinó que la dosis letal (DL) 40 es de *I. fumosorosea* sobre huevos de chinche salivosa es de 2.73×10^{14} conidios/ha.



CAPÍTULO I

DIAGNÓSTICO DEL DEPARTAMENTO TÉCNICO AGRÍCOLA, GRUPO CORPORATIVO SANTA ANA, ESCUINTLA, GUATEMALA.

PRESENTACIÓN

De los diez principales productos de exportación en Guatemala el azúcar ocupa el quinto puesto con un 6.4 % (US\$ 299.9 millones) de las exportaciones, de toda la producción de caña de azúcar en 2018 en Guatemala del 83 % se obtuvo de azúcar, 11 % melaza y 6 % para la elaboración de alcohol (ABG 2019).

En la zafra 2019 – 2020 el sector azucarero generó 82 mil empleos directos y 410 mil indirectos en Guatemala de los cuales 5,700 pertenecieron al Grupo Corporativo Santa Ana, uno de los 5 ingenios más importantes de país (Santa Ana 2020).

El Grupo Corporativo Santa Ana se encuentra ubicado en la finca Cerritos km 64.5 de la carretera que conduce al municipio de Santa Lucia Cotzumalguapa, departamento de Escuintla, es una empresa que se dedica a la producción y comercialización de azúcar, melaza y energía eléctrica bajo altos estándares de calidad, cuenta con 48 años de existencia.

Grupo Corporativo Santa Ana tiene una estructura jerárquica con seis divisiones siendo estas: división de recursos humanos, división de informática, división de agrícola y servicios, división industrial, división administrativa y división financiera.

Dentro de la división de Agrícola y Servicios se encuentra el departamento Técnico Agrícola que es el encargado del Manejo Integrado de Plagas dentro de la corporación y cuenta con dos áreas de trabajo, el área de campo que se encarga de planear, organizar, ejecutar y evaluar el Manejo Integrado de Plagas dentro de las distintas fincas de la corporación y el área de laboratorios que se encarga de proveer al área de campo distintas herramientas como hongos entomopatógeno insectos parasitoides, rodenticidas y trampas adhesivas para utilizar en el control de las plagas.

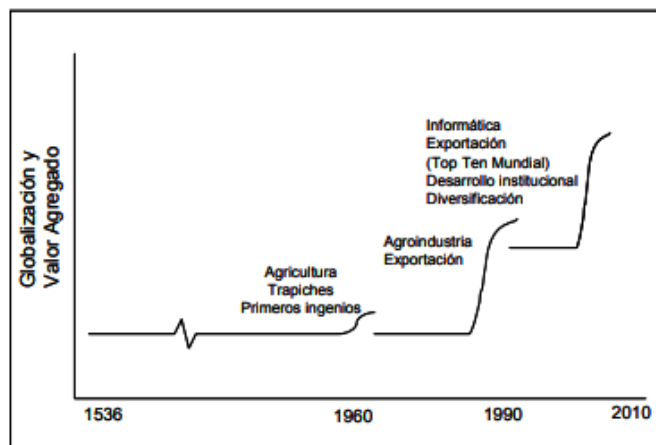
1.1 MARCO REFERENCIAL

1.1.1 Industria azucarera en Guatemala

La caña de azúcar (*Saccharum officinarum*) es una planta originaria del sureste de Asia, la historia de esta planta en Guatemala se remonta al siglo XVI, empezó a tener importancia cuando se descubrió el método para transformar su jugo a cristales granulados, se registró el primer ingenio en el país en el año de 1,591.

En los siguientes años se convirtió en un cultivo de importancia económica para el país, su producción se tecnificó (figura 1) y se expandió rápidamente, actualmente existen 11 ingenios operando en el país distribuidos en los departamentos de Escuintla, Suchitepéquez, Retalhuleu y Santa Rosa, generan un aproximado de 63,000 empleos directos y 315,000 indirectos (AZASGUA 2019).

Guatemala es el segundo exportador de azúcar en América Latina y el cuarto a nivel mundial, en la zafra 2018 – 2019 produjo 2,9 millones de toneladas métricas de azúcar, se exportó el 70 % a 58 países dato que representa un 7 % de las exportaciones del país (BANGUAT 2018).



Fuente: CENGICAÑA 2017.

Figura 1. Evolución del cultivo de caña de azúcar en Guatemala.

1.1.2 Grupo Corporativo Santa Ana

1.1.2.1 Historia

Se fundó en 1,968 cuando un grupo de empresarios adquirió parte de los ingenios Santa Juana y Canóvanas de Puerto Rico, en 1,969 se realizó la primera zafra, se produjeron 239,525 quintales de azúcar en 136 días, para 1,977 ya contaba con servicio de transporte de caña a granel.

La cogeneración de energía eléctrica inicio en 1,984 con una potencia de 800 kw, la producción de azúcar ya era mayor para ese año donde se superó el millón de quintales de azúcar producidos.

En 1,993 se instaló la refinaría para elaborar azúcar de alta calidad con capacidad de 500 toneladas por día, se contaba con una bodega con capacidad para almacenar 40,000 toneladas de azúcar refinada.

Se implementó un tacho continuo y un tándem de molinos para automatizar labores en el año de 1,996.

En 2008 se obtuvo la primera certificación ISO 9001, en 2013 la certificación FSSC 200 en este año se superó el record de producción de 7 millones de quintales de azúcar producidas.

En la Zafra 2019 – 2020 Santa Ana produjo 6.8 millones quintales de azúcar que representa un 14 % de la producción nacional de azúcar y generó más de 5,700 empleos (Santa Ana 2020).

1.1.2.2 Políticas

Grupo Corporativo Santa Ana se rige bajo una política de calidad e inocuidad es una empresa comprometida con la revisión del contexto de la organización para el logro de objetivos teniendo una mejora continua, las competencias del personal, la comunicación afectiva con los colaboradores y los distintos eslabones de la cadena alimentaria, el cumplimiento de la ley, reglamentos y requisitos acordados con clientes y otras partes interesadas.

A su vez se cuenta con una política ambiental donde se integra el cuidado del medio ambiente como un valor clave en la ejecución de todas las operaciones y negocios, es una empresa comprometida con la prevención, reducción, control y mitigación del impacto ambiental.

1.1.2.3 Misión

Grupo Corporativo Santa Ana es una empresa guatemalteca que produce y comercializa azúcar, melaza y energía eléctrica a través de un marco de confianza y ética, aplicando métodos innovadores, enfocada en crear valor económico y social.

1.1.2.4 Visión

Ser una organización líder en la agroindustria azucarera guatemalteca, comprometida con nuestros clientes, sociedad y medio ambiente; manteniendo la sustentabilidad del negocio, a través de la eficiencia operacional y financiera generando bienestar para nuestros accionistas, colaboradores, clientes, proveedores y al país en general.

1.1.3 Certificaciones

Grupo Corporativo Santa Ana cuenta con tres certificaciones (ISO 9001, FSSC 22000, BONSUCRO) que ayudan a tener un conocimiento más profundo de la empresa, aumentando la productividad y la rentabilidad.

1.1.3.1 Certificación ISO9001

Se obtuvo en 2,008 ha sido una herramienta útil en la estandarización y organización de procesos dentro de la empresa.

1.1.3.2 Certificación FSSC 22000

Se obtuvo en 2,013, respalda los procesos de producción, garantizando los controles de inocuidad del azúcar.

1.1.3.3 Certificación BONSUCRO

Se obtuvo en 2,020, respalda las operaciones sostenibles y producción responsable.

1.1.4 Productos que comercializa

1.2.4.1 Azúcar

Al tener una amplia cartera de clientes nacionales e internacionales con distintos requerimientos el azúcar se comercializa en cuatro presentaciones: morena, crudo a granel, estándar y refinado, cada una producida bajo altos estándares de calidad.

1.1.4.2 Melaza

Es la miel que se obtiene en el último agotamiento en el ciclo de mazas, ingenio Santa Ana la comercializa a nivel nacional e internacional, cuenta con una pureza del 30 % y un 85 % de grados Brix, es una materia prima para la elaboración de alcohol, también sirve como alimento para ganado.

1.1.4.3 Energía eléctrica

Se comercializa en el mercado local (distribuidoras y comercializadoras) y transacciones o exportaciones de energía y potencia al mercado de Centro América.

1.1.5 Estructura organizacional

Grupo Corporativo Santa Ana tiene una estructura jerárquica con seis divisiones y un staff de gerencia general.

1.1.5.1 Gerencia General

Define e interpreta políticas establecidas por la junta directiva, planifica, coordina, supervisa, controla y evalúa actividades realizadas por la gerencia de cada división.

1.1.5.2 División Administrativa

Presta servicios a las otras divisiones de la empresa, asiste las necesidades y requerimientos utilizando una organización adecuada y tecnología para satisfacer las necesidades.

1.1.5.3 División de Recursos Humanos

Encargada de satisfacer de forma eficaz los requerimientos de recurso humano adecuado utilizando técnicas y procedimientos actualizados con el fin de lograr una mayor eficiencia dentro de la empresa.

1.1.5.4 División Financiera

Genera información financiera confiable y oportuna utilizando procedimientos y tecnología actualizada, para tomar decisiones correctas en el momento adecuado, administra los recursos financieros para la ejecución del proceso productivo.

1.1.5.5 División de Informática

Proporciona soluciones relacionadas a la planificación, comunicación y tecnología de la información, automatiza y controla procesos industriales para una óptima producción y administración.

1.1.5.6 División Industrial

Se encarga del procesamiento y transformación de la caña de azúcar, melaza, y otros derivados, utilizando recurso humano, físico y tecnológico para satisfacer las necesidades de los clientes.

1.1.5.7 División Agrícola y Servicios

Se conforma de un equipo multidisciplinario comprometido con el aprovechamiento integral y sostenible de los recursos naturales, para la producción de azúcar, melaza, y otros derivados, también se encarga de servicios de cosecha, talleres, y transporte.

1.1.6 Ubicación geográfica

Se encuentra ubicado en la Finca Cerritos en el kilómetro 64.5 carretera a Santa Lucía Cotzumalguapa municipio de Escuintla, departamento de Escuintla y se encuentra a 220 msnm, colinda al Norte con la carretera que conduce a Santa Lucía Cotzumalguapa, al Sur y al Este con el municipio de Masagua y al Oeste con la finca Rancho María, las coordenadas en relación al meridiano de Greenwich son latitud norte de 14° 14' 34.7" y Longitud oeste 90° 50' 35.8" (Pérez & López 2012).

La empresa cuenta con una extensión territorial de 25,000 ha divididas en 7 regiones con fincas en los departamentos de Escuintla y Santa Rosa (cuadro 1) (Santa Ana 2020).

Cuadro 1. Área total del Grupo Corporativo Santa Ana.

Región	Área (ha.)
1	4,582.28
2	3,223.85
3	3,566.97
4	2,204.77
5	4,097.43
6	3,398.72
7	3,928.86
Área total	25,002.89

Fuente: Santa Ana 2020.

1.1.7 Vías de acceso

La empresa cuenta con dos vías de acceso, la principal ubicada al Norte de la finca Cerritos en el km 64.5 carretera que conduce a Santa Lucía Cotzumalguapa, esta es para colaboradores y visitas, la segunda vía de acceso está ubicada al Sur de la finca Cerritos y colinda con la aldea el Milagro municipio de Masagua departamento de Escuintla a 500 m del puente Guacalate esta es únicamente para colaboradores de la empresa.

1.1.8 Condiciones climáticas

El clima que predomina en la finca cerritos es cálido teniendo temperaturas máximas de 34° y mínimas de 21°, la humedad relativa promedio al año es de 89 %, y la precipitación pluvial promedio está en un rango de 2,000 mm a 3,000 mm por año (Santa Ana 2020).

1.2 OBJETIVOS

1.2.1 General

Determinar la situación actual del departamento técnico agrícola del Grupo Corporativo Santa Ana para identificar problemáticas y dar posibles soluciones.

1.2.2 Específicos

1. Describir la estructura y función del departamento técnico agrícola del Grupo Corporativo Santa Ana.
2. Determinar los principales problemas en el departamento técnico agrícola del Grupo Corporativo Santa Ana.
3. Jerarquización y propuesta a los problemas encontrados.

1.3 METODOLOGÍA

1.3.1 Descripción de la estructura y función del departamento técnico agrícola del Grupo Corporativo Santa Ana.

1.3.1.1 Consulta de fuentes secundarias

Se consultaron registros del departamento técnico agrícola para conocer como está estructurado y que función tiene cada componente del departamento.

1.3.1.2 Consulta de fuentes primarias

Se realizó una entrevista a los trabajadores del departamento técnico agrícola sobre sus funciones dentro de la corporación, también se utilizó el método de observación para ampliar la información sobre los objetivos y funciones que cumple cada puesto.

1.3.1.3 Fase de gabinete

En base a la información obtenida en la consulta de fuentes primarias y secundarias se elaboró un organigrama del departamento técnico agrícola.

1.3.2 Determinar los principales problemas en el departamento técnico agrícola del Grupo Corporativo Santa Ana

1.3.2.1 Consulta a fuentes primarias

Se realizó un sondeo con distintos trabajadores donde se realizó una serie de preguntas sobre su perspectiva acerca de los problemas dentro del departamento técnico agrícola.

1.3.2.2 Análisis de la información

La información se analizó mediante un árbol de problemas donde para cada problema se detectaron sus causas y efectos.

1.3.3 Jerarquización y propuesta a los problemas encontrados

1.3.3.1 Matriz participativa

Se realizó una matriz participativa donde cada empleado dio una nota a cada problema de acuerdo a la valoración siguiente:

- 0: Nula prioridad.
- 1: Poca prioridad.
- 2: Regular prioridad.
- 3: Bastante prioridad.
- 4: Mucha prioridad.

Se anotó la ponderación que los trabajadores dieron a los problemas y se sumaron los valores alcanzados para cada opción, luego se elaboró una tabla en base a la matriz participativa con los problemas jerarquizados y una posible solución a cada uno.

1.4 RESULTADOS

1.4.1 Descripción de la estructura y función del departamento técnico agrícola del Grupo Corporativo Santa Ana

1.4.1.1 Organigrama

El departamento técnico agrícola del Grupo Corporativo Santa Ana cuenta con una estructura jerárquica, conformada por el jefe de departamento, dos coordinadores de área, uno del área de campo que a su cargo tiene siete técnicos de plagas uno para cada región del ingenio y uno encargado del área de laboratorios que tiene a su cargo cinco laboratorios. (figura 2).

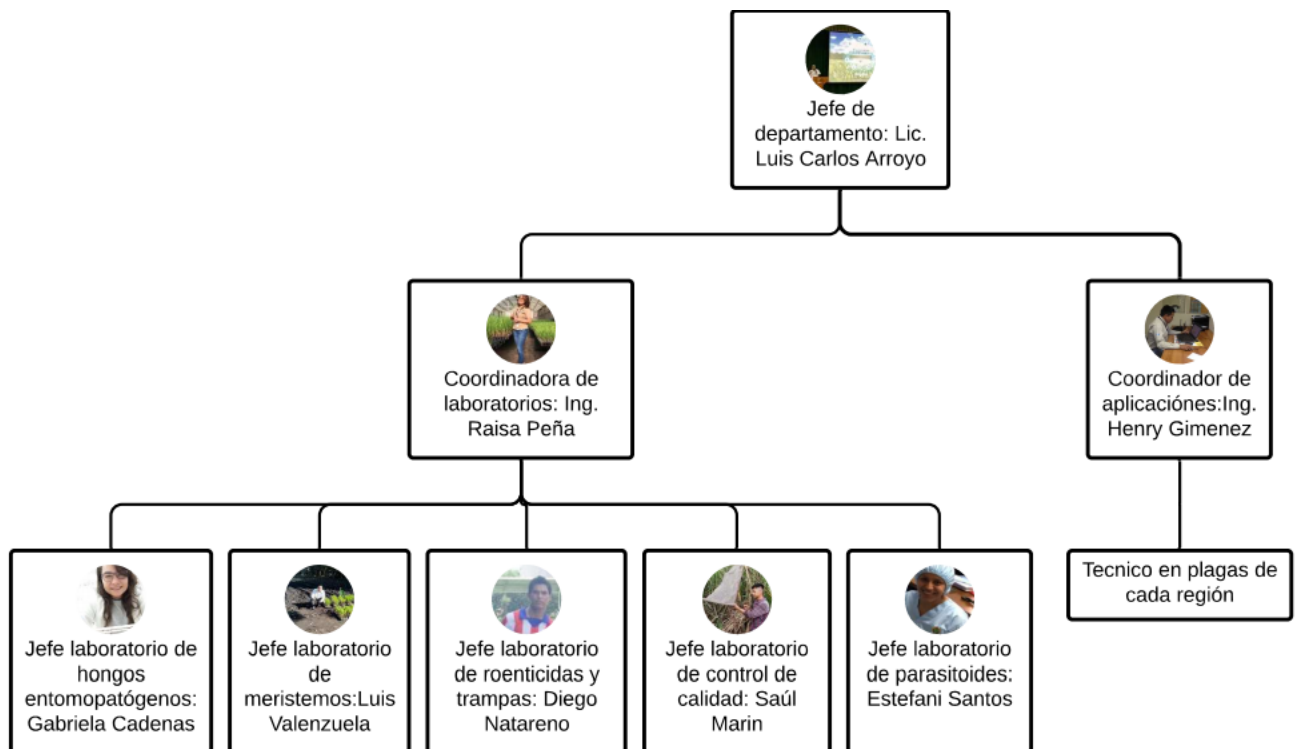


Figura 2. Organigrama del departamento Técnico Agrícola.

1.4.1.2 Estructura organizacional

El departamento Técnico Agrícola es el encargado dentro de la corporación del Manejo Integrado de Plagas del cultivo de caña, investigación en plagas, producción de parasitoides, producción de plantas vía cultivo de tejidos, reproducción de hongos entomopatógeno y se divide en dos áreas de trabajo, laboratorios y campo (figura 3).

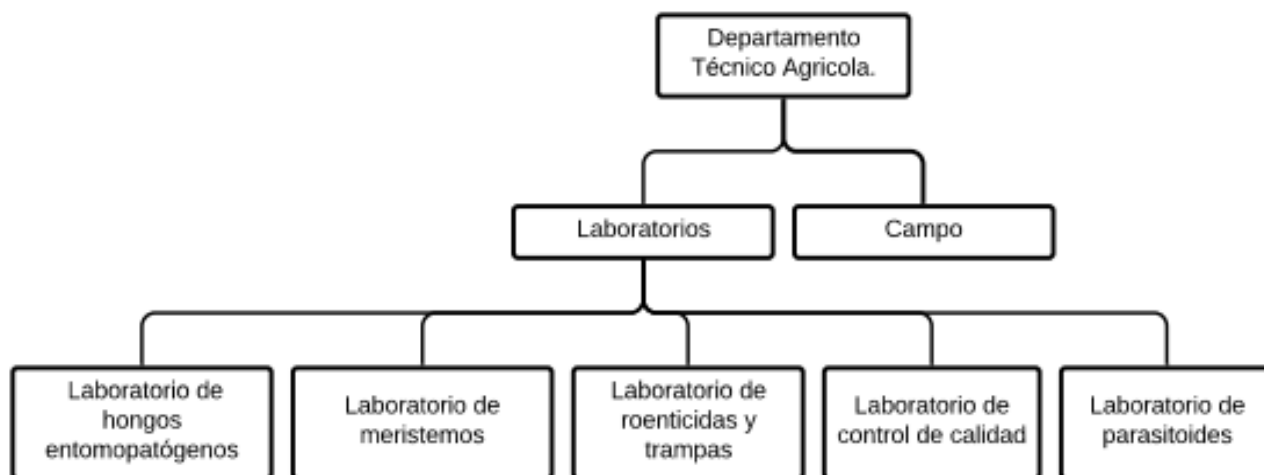


Figura 3. Estructura del departamento Técnico Agrícola.

1.4.1.3 Área de campo

Se encarga de planear, organizar, ejecutar y evaluar el Manejo Integrado de Plagas dentro de las distintas fincas de la corporación, para esto cuenta con un técnico de plagas en cada región del ingenio encargado de realizar muestreos que luego son analizados por el coordinador para poder tomar decisiones, en base a los muestreos se genera un programa de control para cada plaga.

Para cada plaga existe una serie de labores (cuadro 32A) que se pueden implementar al programa del control según sea la necesidad.

A. Gallina ciega

Los primeros daños reportados por esta plaga se dan en los meses de julio y agosto, se realizan muestreos en los lotes con daño, también es importante realizar muestreos antes del volteo y siembra, los muestreos se expresan en número de individuos por m^2 y el tamaño de la unidad de muestreo es un bloque de 0.90 m x 0.60 m x 0.40 m de profundidad (figura 32A), tomando en cuenta los insectos del suelo y los que estén en las raíces de la planta, se realiza un punto de muestreo por hectárea (figura 33A), el umbral económico de esta plaga es de 10 larvas/ m^2 (CENGICAÑA 2015).

B. Roedores

Debido a su corto ciclo de vida, su rápida madurez sexual y su alta capacidad reproductiva esta plaga está presente todo el año, se realizan mapas con escalas de daño para la identificación de áreas con mayor infestación, se realiza control biológico con aves depredadoras en la fase de macollamiento, un buen manejo de malezas ayuda a reducir la población de roedores, el programa de Manejo Integrado de roedores tiene un costo promedio de Q. 485.24 por hectárea (cuadro 33A) el umbral económico de esta plaga es de 6 % de tallos dañados (CENGICAÑA 2015).

C. Barrenador de tallo

El mayor daño es causado en los meses de enero a abril cuando el cultivo se encuentra en fase de macollamiento y el suelo está seco, se realiza un muestreo en cosecha que sirve para establecer rangos y programar una secuencia básica de control, el umbral económico de esta plaga es de 7% de intensidad de infestación, en caso de infestaciones muy altas se realizan aplicaciones aéreas de insecticidas (CENGICAÑA 2015).

D. Chinche salivosa

El umbral económico de esta plaga es de 0.05 – 0.10 ninfas y adultos/tallo, los primeros monitoreos se hacen en el inicio de la época lluviosa y se extienden hasta el mes de octubre se elaboran mapas cada semana con escalas por daño para poder identificar áreas con mayor intensidad, se realizan monitoreo de daño foliar para evaluar la intensidad de daño, las labores de Manejo Integrado de Plagas que se realizan en esta plaga depende del tipo de cosecha y del número de cortes de las plantas (cuadro 33A y 34A) (CENGICAÑA 2015).

1.4.1.4 Laboratorios

A. Laboratorio de hongos entomopatógeno

Es el encargado de la producción de distintos hongos entomopatógeno para utilizarlos en los planes de Manejo Integrado de Plagas del departamento Técnico Agrícola.

El proceso de producción de los hongos entomopatógeno consiste en multiplicar los conidios en medios de cultivos libres de bacterias u otros organismos, consta de tres fases de producción de inóculo, una fase de preparación del medio orgánico y una fase de cosecha, secado del hongo y por último una fase de control de calidad y almacenado donde se obtiene la viabilidad de cada lote y su concentración.

Actualmente se producen cuatro hongos en el laboratorio cada uno tiene diferente selectividad para ciertas plagas o enfermedades (cuadro 2).

Cuadro 2. Hongos patógenos, plagas y enfermedades a las que ataca.

Hongo patógeno	Plaga o enfermedad que afecta
<i>Metarhizium anisopliae</i>	Gallina Ciega (<i>Phyllophaga</i> sp)
	Saltón coludo (<i>Saccharosydne saccharivora</i>)
	Chinche Salivosa (<i>Aeneolamia</i> sp)
<i>Beauveria bassiana</i>	Barrenador (<i>Diatraea</i> sp)
	Chinche de encaje (<i>Leptodictya tabida</i>)
	Saltón coludo (<i>Saccharosydne saccharivora</i>)
<i>Isaria fumosorosea</i>	Chinche Salivosa (<i>Aeneolamia</i> sp)
	Barrenador (<i>Diatraea</i> sp)
<i>Trichoderma</i> sp.	<i>Cephalosporium sacchari</i>

Fuente: CENGICANA 2012.

Una de las ventajas del uso de los hongos es su bajo costo (cuadro 3) en relación a productos químicos, el laboratorio cuenta con una capacidad de producción de 50,555 dosis por mes cantidad que excede las necesidades de la empresa y cuenta con asesores internacionales en el área de producción de hongos, para la temporada 2018 el departamento Técnico Agrícola produjo 23,990 kg de *Metarhizium anisopliae* que es equivalente a 24,093 dosis (cuadro 36A).

Cuadro 3. Costo hongos patógenos producidos en el departamento Técnico Agrícola.

Hongo patógeno	Dosis	Peso (kg)	Costo (\$)
<i>Metarhizium anisopliae</i>	5×10^{12}	20	3.36
<i>Beauveria bassiana</i>	5×10^{12}	20	2.87
<i>Isaria fumosorosea</i>	5×10^{12}	20	2.87
<i>Trichoderma</i> sp.	5×10^{12}	20	3.21

Fuente: Laboratorio de hongos entomopatogenos 2018.

B. Laboratorio de meristemos

Se encarga de reproducir plantas de caña de azúcar de distintas variedades a través del cultivo de tejidos, con esto se logra producir plantas sanar libres de enfermedades. Las enfermedades que se logran controlar gracias a este método de reproducción son virus como el virus del Mosaico de la caña (SCMV), virus del Amarillamiento de la hoja (SCYLV) y enfermedades bacterianas como Escaldadura (LSD) provocada por *Xanthomonas albilineans* y el Raquitismo de las socas (RSD) causado por *Leifsonia xyli subsp. xyli*, Laboratorio de parasitoides

En el laboratorio se producen masivamente tres insectos parasitoides que son liberados en las distintas fincas del ingenio cada uno parasita un diferente estadio del ciclo de vida de *Diatraea sp* (cuadro 4).

Cuadro 4. Insecto parasitoide y estadio de *Diatraea sp* que parasita.

Insecto parasitoide	Estadio de <i>Diatraea sp</i> que parasita
<i>Trichogramma exiguum</i>	Huevo
<i>Cotesia flavipes</i>	Larva
<i>Aprostocetus esurus</i>	Crisalida

Además, se producen huevos, larvas y crisálidas de *Diatraea sp* para realizar investigaciones, las crisálidas también son utilizadas como cebo en trampas para la captura de adultos.

C. Laboratorio de rodenticidas y trampas

Este laboratorio se encarga de elaborar cebos para roedores a base de maíz quebrado, harina de maíz, esencia de vainilla y como ingrediente activo coumatetralil, estos cebos son puestos colocados a una densidad de 1 cebo por hectárea (figura 34A).

Además, se producen trampas adhesivas que son utilizadas para el monitoreo de adultos de chinche salivosa las trampas tienen una medida de 0.8 m x 0.6 m y están impregnadas con pegamento “Stickem”.

D. Laboratorio de control de calidad y desarrollo de proyectos

Este laboratorio se encarga de generar nuevas tecnologías para el departamento técnico agrícola realizando investigación en campo apoyado por los demás laboratorios, también se encarga de evaluar la calidad de los productos elaborados por los otros laboratorios.

El laboratorio de control de calidad y desarrollo de proyectos desarrolla distintas actividades en cada laboratorio para verificar la calidad de los procesos y productos finales de cada uno (cuadro 5).

Cuadro 5. Actividades realizadas por el departamento de control de calidad.

Laboratorio	Actividad
Hongos entomopatógeno	Viabilidad de lotes producidos
	Concentración de lotes producidos
	Patogenicidad (dosis letales)
	Virulencia (tiempos letales)
	Parasitismo de campo
Parasitoides	Monitoreo de contaminantes en salas
	Control de calidad de vasos de liberación
	Liberación de insectos parasitoides
	Eficiencia parasitación en campo
Meristemas	Monitoreo de contaminantes en salas
	Evaluación de variedades de caña
Rodenticidas y trampas	Evaluación cebos (dosis letal)

1.4.2 Determinar los principales problemas en el departamento técnico agrícola del Grupo Corporativo Santa Ana.

Mediante la entrevista efectuada a los trabajadores del departamento Técnico Agrícola se determinaron algunos problemas que existen dentro del departamento y se realizó un árbol de problemas para cada uno donde se encontraron las causas y efectos que produce (figuras 4, 5, 6 y 7).

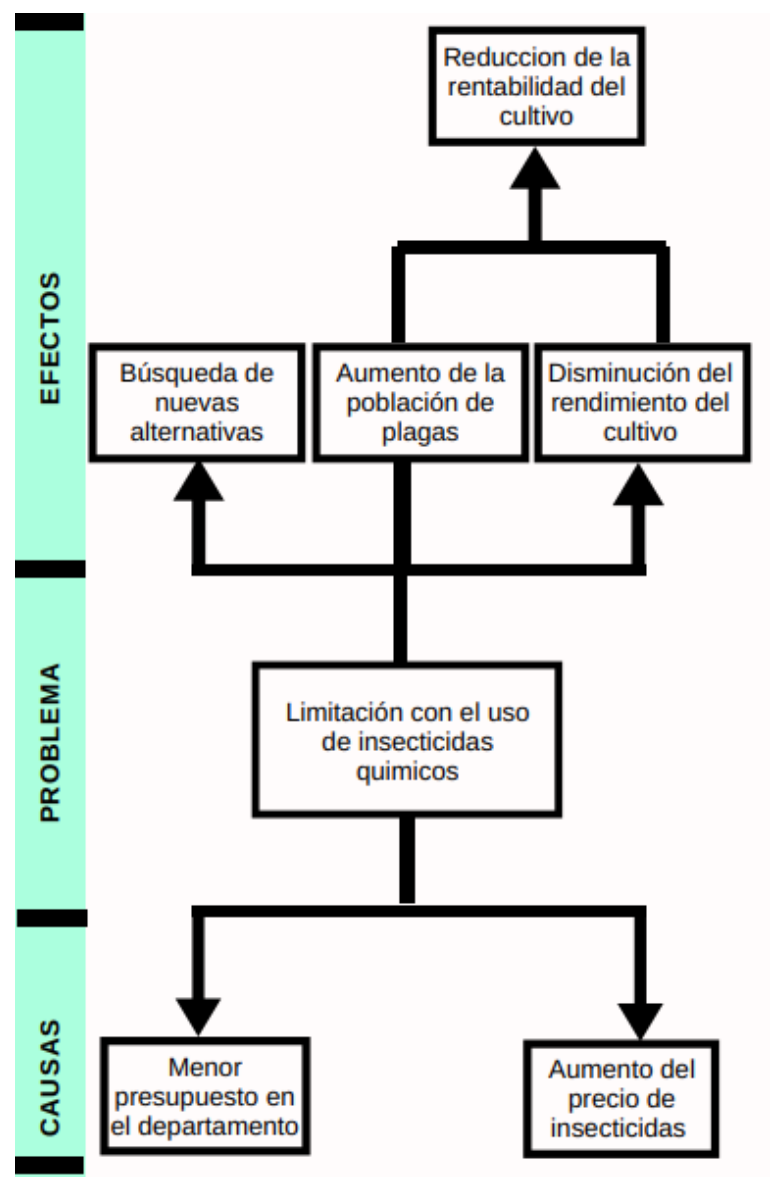


Figura 4. Árbol de problemas para limitación del uso de insecticidas químicos.

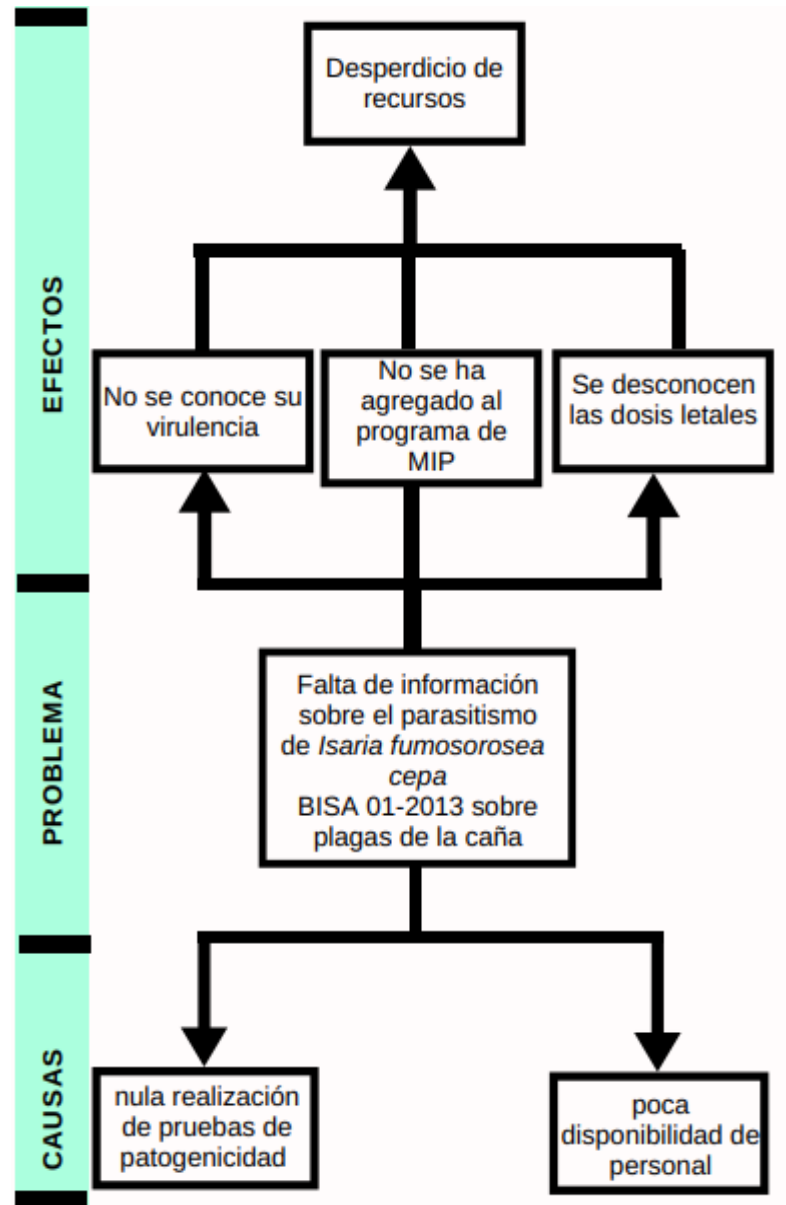


Figura 5. Árbol de problemas para falta de información de *Isaria fumosorosea*.

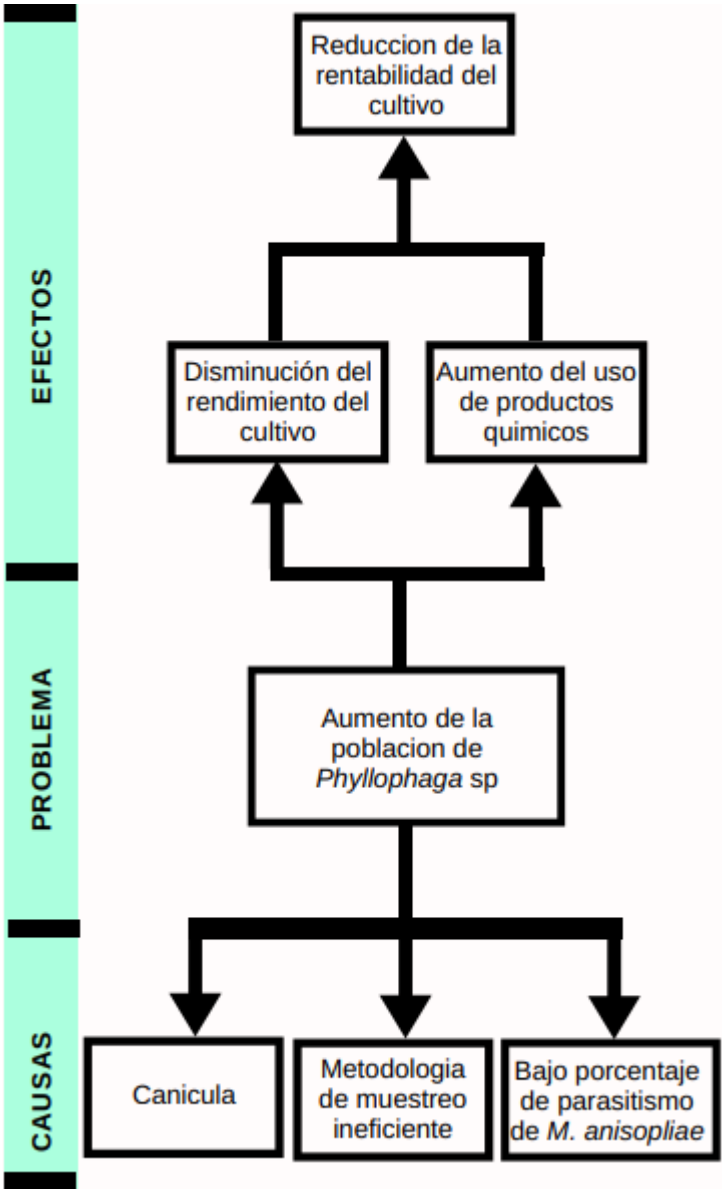


Figura 6. Árbol de problemas para el aumento de la población de *Phyllophaga sp.*

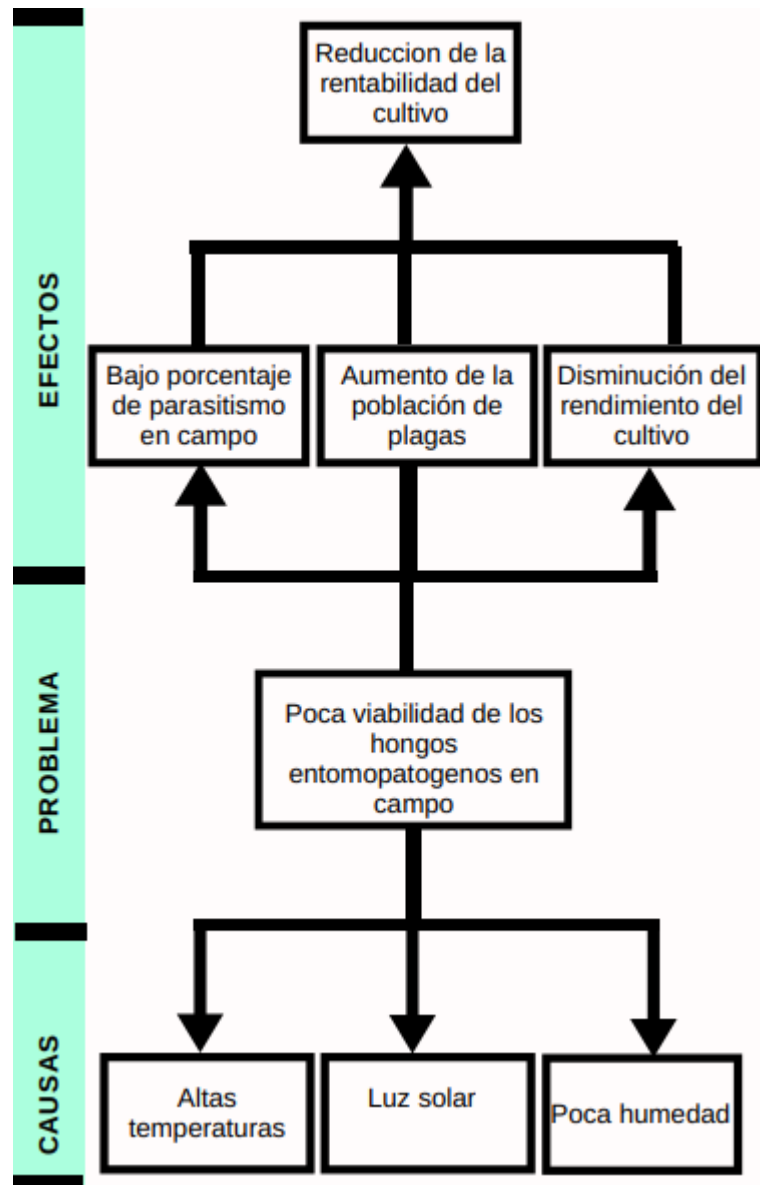


Figura 7. Árbol de problemas para poca viabilidad de los hongos.

1.4.3 Jerarquización y propuesta a los problemas encontrados

La matriz participativa es una herramienta utilizada para la jerarquización de problemas encontrados en base a las entrevistas, donde los trabajadores realizaron una ponderación de los problemas según su criterio (cuadro 6).

Cuadro 6. Matriz participativa.

Problema	Ponderaciones				Total
	Trabajador 1	Trabajador 2	Trabajador 3	Trabajador 4	
Poca viabilidad de los hongos entomopatógeno en campo.	1	1	2	2	6
Limitación con el uso de insecticidas químicos.	4	4	3	4	15
Falta de información del parasitismo de <i>Isaria fumosorosea</i> cepa BISA 01-2013 sobre plagas de caña.	2	3	2	3	10
Aumento de la población de <i>Phyllophaga</i> sp.	3	4	3	3	13

En base a los resultados obtenidos en la matriz participativa se elaboró una tabla de jerarquización y propuesta de problemas ordenada de forma descendente en cuanto a la importancia del problema (cuadro 7).

Cuadro 7. Jerarquización de problemas y propuesta de solución.

No.	Problema identificado	Propuesta de solución	Tipo de actividad
1	Limitación con el uso de insecticidas químicos.	Determinación de la dosis letal 50 con <i>metarhizium anisopliae</i> cepa sasafe en el control de gallina ciega (<i>Phyllophaga parvisetis</i> .) bajo condiciones de laboratorio	Investigación
2	Aumento de la población de <i>Phyllophaga</i> sp.	Evaluación de cuatro ingredientes activos (Thiamethoxan, Clothianidin, Fipronil y Ethiprole para el control de gallina ciega (<i>Phyllophaga</i> sp.)	Investigación
4	Falta de información del parasitismo de <i>Isaria fumosorosea</i> cepa BISA 01-2013 sobre plagas de caña	Determinación de la dosis letal 50 con <i>Isaria fumosorosea</i> cepa BISA 01-2013 en el control de huevos de <i>Aenolamia postica</i> bajo condiciones de laboratorio	Investigación
3	Poca viabilidad de los hongos entomopatógeno en campo	Evaluación de la viabilidad del hongo <i>Beauveria bassiana</i> cepa ILU 01-2015, A dos diferentes horas de aplicación utilizando 3 concentraciones distintas de aceite (spraytex)	Investigación

Se determinó que el problema que más afecta al departamento Técnico agrícola en este momento es la limitación con el uso de insecticidas químicos.

1.5 CONCLUSIONES

1. Se describió la estructura que el departamento Técnico Agrícola del Grupo Corporativo Santa Ana cuenta como jerárquica, dirigida por un jefe y dos coordinadores uno encargado de las labores de Manejo Integrado de Plagas (MIP) en campo de las 7 regiones del ingenio y otro encargado de la producción de diversas herramientas como hongos entomopatógeno, insectos parasitoides, rodenticidas y trampas adhesivas para ser usadas en los programas de control.
2. Se determinaron cuatro problemas mediante la entrevista a los empleados siendo estos: limitación con el uso de insecticidas químicos, aumento de la población de *Phyllophaga parvisetis*, poca viabilidad de los hongos entomopatógeno en campo, y falta de información del parasitismo de *Isaria fumosorosea* cepa BISA 01-2013 sobre plagas de caña.
3. Se jerarquizaron los problemas encontrados siendo el más importante: limitación con el uso de insecticidas químicos, además se propuso una solución para cada uno.

1.6 RECOMENDACIONES

1. Debido a la limitación con el uso de insecticidas químicos y al aumento de la población de *Phyllophaga* se recomienda determinar la dosis letal 50 con *Metarhizium anisopliae* cepa sasafe en el control de gallina ciega y así poder empezar a realizar aplicaciones de este.
2. Evaluar distintos productos químicos para intentar disminuir las poblaciones de *Phyllophaga* sp.
3. Debido a la falta de información de parasitismo del hongo entomopatógeno *Isaria fumosorosea* no se deben realizar aplicaciones empíricas, ya que es una pérdida de recursos, primero se debe determinar su dosis letal.
4. Buscar alternativas para aumentar el tiempo de vida de los hongos entomopatógeno en campo.

1.7 BIBLIOGRAFÍA

1. ABG (Asociación Bancaria de Guatemala, Guatemala). 2019. Sector azucarero. Guatemala. 8 p. <http://abg.org.gt/web2014/wp-content/uploads/2020/09/SECTOR-2-AZUCAR-JUNIO-2019.pdf>
2. Arroyo, L., 2015. Muestreo de plagas. Escuintla, Guatemala, Grupo Corporativo Santa Ana. 6 p.
3. ASAZGUA (Asociación de Azucareros de Guatemala, Guatemala). 2019. Informe anual. Guatemala. 36 p.
4. BANGUAT (Banco de Guatemala, Guatemala). 2020. Ingreso de divisas por exportaciones. Guatemala. <http://www.banguat.gob.gt/inc/ver.asp?id=estaeco/bc/bc03.htm&e=143497>
5. CENGICAÑA (Centro Guatemalteco de Investigación y Capacitación de la Caña de Azúcar, Guatemala). 2012. El cultivo de la caña de azúcar en Guatemala. Melgar, M.; Meneses, A.; Orozco, H.; Pérez, O.; y Espinosa, R. (eds.). Guatemala, Artemis Edinter. 512 p.
6. Ingenio Santa Ana, Guatemala. 2020. Nuestra historia. Guatemala. https://www.santaana.com.gt/web/guest/somos_santa_ana/nuestra_historia
7. Ingenio Santa Ana, Guatemala. 2020. Nuestras certificaciones y políticas. Guatemala. https://www.santaana.com.gt/web/guest/calidad?p_p_id=15&p_p_action=1&p_p_state=normal&p_p_mode=view&p_p_col_id=&p_p_col_pos=0&p_p_col_order=3&
8. Pérez, J; López, E. 2002. Nivel de daño económico para las plagas de importancia en caña de azúcar y su estimación con base en un programa diseñado por CENGICAÑA. Guatemala, CENGICAÑA. 29 p.

Rolando Barrios





CAPÍTULO II

DETERMINACION DE LA DOSIS LETAL 50 CON *METARHIZIUM ANISOPLIAE* CEPA SASAFE EN EL CONTROL DE GALLINA CIEGA (*Phyllophaga parvisetis*.) BAJO CONDICIONES DE LABORATORIO EN EL INGENIO SANTA ANA ESCUINTLA, GUATEMALA, C.A. .

2.1 PRESENTACIÓN

Márquez (2012) señala que en los últimos años *Phyllophaga* sp. (Col.; Scarabaeidae) ha representado un problema serio para el cultivo de caña, generando pérdidas significativas en la producción, produciendo en la planta síntomas como amarillamiento del follaje, puntas secas, acame y secamiento de macollas.

Una larva por metro cuadrado representa una pérdida de 0.62 t/ha de caña de azúcar y genera pérdidas en fabrica de 70.9 kg de azúcar/ha, los principales meses en que afecta esta plaga son desde agosto hasta octubre, y en el tercer instar larval es cuando genera más daños en la planta (Márquez y Ralda, 2005).

Existen diversos productos químicos para el control de esta plaga como por ejemplo el fipronil, con las desventajas que el costo es muy elevado, son dañinos para el medio ambiente y para los humanos.

Por otro lado, el uso de hongos entomopatógenos para combatir las plagas ha aumentado en los últimos 10 años, para el control de gallina ciega existen diversas cepas de *M. anisopliae* que pueden parasitar a esta plaga, el uso de organismos biológicos para combatir las plagas no solo reduce los costos de producción si no también reducen los daños ambientales, y daños a terceras personas así mismo no existe ninguna restricción con el uso de estos y no causa daño a otros organismos que son benéficos para el cultivo (CENGICANA 2017).

El ingenio Santa Ana cuenta con un laboratorio donde se produce *M. anisopliae*, actualmente no está siendo aplicado para el control de gallina ciega debido a que no se ha determinado la dosis con la que el hongo produce parasitismo en *Phyllophaga* sp.

En la presente investigación se evaluó el efecto cinco dosis del hongo *M. anisopliae* (2.5×10^{14} , 1×10^{14} , 5×10^{13} , 2.5×10^{13} , 1.25×10^{13} , conidios/ha) bajo condiciones de laboratorio con un experimento completamente al azar de cuatro repeticiones donde la variable de respuesta fue larvas parasitadas.

Se encontró que cuatro dosis causaron parasitismo en las larvas de *P. Parvisetis* (2.5×10^{14} , 1×10^{14} , 5×10^{13} , 2.5×10^{13} , conidios/ha) mientras que una no tuvo la capacidad de parasitarlas (1.25×10^{13} conidios/ha.), la dosis que tuvo una diferencia significativa en el análisis post-ANDEVA respecto a las demás fue de 2.5×10^{14} conidios/ha, se calculó que el tiempo letal 50 (TL50) de esta dosis es de 35 días.

2.2 MARCO TEÓRICO

2.2.1 Marco conceptual

2.2.1.1 Principales plagas de la caña de azúcar

La Universidad Autónoma de Ciudad Juárez (UACJ 2012) indica que desde que el hombre empezó a cultivar plantas iniciaron los problemas con las plagas, ya que destruían o reducían las cosechas, se le dio el nombre de plaga a la proliferación de insectos que periódicamente dañan las plantaciones, estas se presentan en ciertas épocas del año o en todo el año y tienen una gran adaptabilidad. Una población de insectos, ácaros, nematodos etc. Es considerada como una plaga cuando interfiere en la calidad y cantidad de las cosechas, el ciclo de vida de la mayoría es corto y se reproducen con rapidez siendo un problema que afecta a todos los agricultores en el mundo.

El Comité de Manejo Integrado de Plagas de la Caña de Azúcar (CAÑAMIP 2000) menciona que las plagas más importantes para el cultivo de caña de azúcar son la chinche salivosa (*Aeneolamia postica*), gallina ciega (*Phyllophaga* sp.), rata de campo (*Rattus* sp.), y barrenador del tallo (*Diatraea* sp.), se han implementado estrategias fundamentales de manejo integrado de plagas que ayudan a reducir las pérdidas económicas que causan estas plagas como el uso moderado de insecticidas, insectos parasitoides y hongos entomopatógenos (cuadro 8).

Cuadro 8. Factor de pérdida e índice de daño de plagas de caña de azúcar.

Plaga	Factor de pérdida	Índice de daño
Chinche salivosa	8.21 TCH/1 ad/tallo 5.83 kg Azúcar/t/ 1 adulto/tallo	1465 kg Azúcar/ha/1 adulto/tallo
Gallina ciega	0.62 TCH/larva/m2	70.9 kg Azúcar/ha/1 larva/m2
Rata de campo	0.5 TCH/1 % infestación. 2.19 kg Azúcar/t/1 % i. i	64 kg Azúcar/ha/1 % infestación
Barrenador de tallo	0.36 kg Azúcar/t/1 % intensidad de la infestación	32.4 kg Azúcar/ha/1 % intensidad de infestación

Fuente: CENGICANA-CANAMIP 2017.

2.2.1.2 *Phyllophaga* sp. en caña de azúcar

La gallina ciega es una plaga que su mayor daño lo causa en estado larval alimentándose del sistema radicular de diversos cultivos entre estos la caña de azúcar, afecta el funcionamiento de las raíces, reduciendo la absorción de agua y de nutrientes de la planta, también disminuye el anclaje de la cepa al suelo produciendo se acame y se reduzca su tiempo de vida, esto se ve reflejado en pérdida de tonelaje y rendimiento de azúcar por hectárea, los daños que provoca en las raíces de la caña favorecen la proliferación de hongos y bacterias, lo cual hace que se acelere la pudrición del sistema radicular de la planta (Calvo 2015).

Márquez (2002) afirman que en plantaciones de caña de azúcar atacadas por esta plaga se han alcanzado pérdidas hasta de 31 t/ha por corte, y existe una reducción en el rendimiento de azúcar de 0.62 t de caña por cada larva, Márquez y Ralda (2005) señalan que esta larva genera pérdidas en fabrica de 70.9 kg de azúcar/ha.

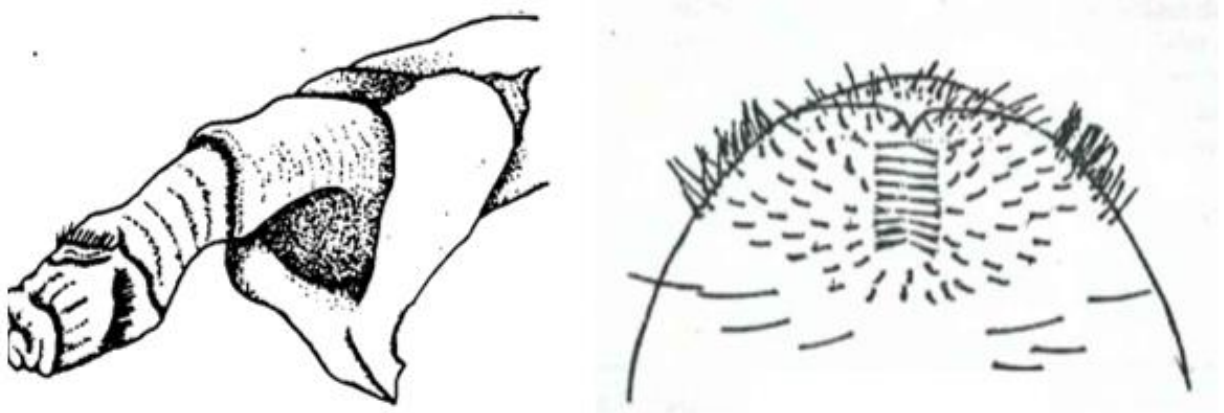
2.2.1.3 Especies de *Phyllophaga* en la zona cañera

Se han identificado cuatro especies de *Phyllophaga* de importancia en el cultivo de caña de azúcar en Guatemala siendo estas *P. dasypoda*, *P. latipes*, *P. parvisetis* y *P. anolaminata*, en el tercer instar larval es cuando esta es capaz de generar más daños en la planta, las poblaciones de esta plaga son expresadas en número de individuos por metro cuadrado, la especie puede ser identificada mediante la larva o adulto. Para el control de *Phyllophaga* se pueden utilizar prácticas culturales como uso de arado profundo antes de la siembra, control biológico con hongos entomopatógenos como *M. anisopliae* y control químico (Márquez, Barrios e Hidalgo, 2002).

A. *Phyllophaga dasypoda*

El adulto tiene un largo de 17 mm a 22 mm, ancho de 8 mm a 9 mm, el pronoto y la base de los élitros son color café brillante con escasos pelos largos sobre este, la mejor forma de identificar esta especie es por la genitalia del macho, esta especie es muy abundante en Guatemala, las alturas en las que se encuentra es de 0 m s.n.m. a 2,500 m s.n.m. su ciclo es anual y se le considera una plaga secundaria (Cano 2000).

Las larvas de esta especie tienen un ráster de forma regular, los pali no son encorvados y las setas tegilladas se extienden más allá del extremo anterior de la palidia, la cual es paralela y cuenta con 9 pali a 10 pali largos y redondeados ampliamente espaciados (figura 8) (King 1994).



Fuente: King 1994.

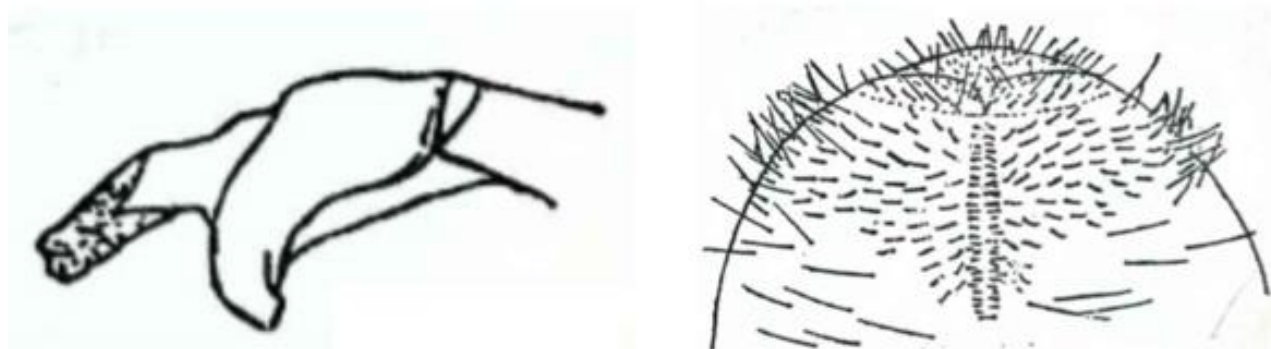
Figura 8. Edeago y ráster característico de *P. dasypoda*.

B. *Phyllophaga parvisetis*

El adulto tiene un largo alrededor de 19 mm a 22 mm, su ancho es de 9 mm a 12 mm, color castaño en la parte basal de los élitros mientras que el resto de estos es de color amarillo-café a castaño pálido y tiene una capa superficial cerosa, la genitalia del macho es parecida a la de *P. hondura*.

La larva tiene un ráster alargado con palidia irregular, los pali son cortos y encorvados en la punta, tienen una séptula angosta, un palidium con 19 pali a 28 pali, la séptula es amplia en la parte medial (figura 9).

El ciclo de vida es bianual y es de las especies más abundantes en Guatemala y se distribuye desde el nivel del mar hasta los 1,600 m (Cano 2000).

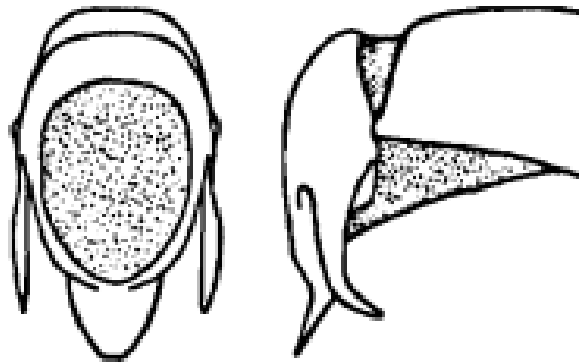


Fuente: King 1994.

Figura 9. Edeago y ráster característico de *P. parvisetis*.

C. *Phyllophaga latipes*

Entre las principales características de los adultos destaca su color café rojizo amarillento, siendo la cabeza y el pronoto más oscuros que los élitros, longitud de 13.5 mm a 15 mm, antenas formadas por 10 segmentos, genitalia masculina como en la (figura 10), esta especie se distribuye principalmente en la planicie costera del pacífico Escuintla, Santa Rosa, Suchitepéquez y Retalhuleu.



Fuente: King 1994

Figura 10. Edeago característico de *P. latipes*.

D. *Phyllophaga anomalinata*

En su estado adulto presenta características de longitud de 15 mm a 16 mm, cuenta con numerosas setas amarillentas y el color de su dorsal es café rojizo, su cabeza con la frente punteada-rugosa, élitros densamente punteados y antenas formadas por 10 segmentos, en su abdomen el quinto segmento tiene granulaciones oscuras en la parte media, la genitalia masculina (figura 11).



Fuente: King 1994.

Figura 11. Edeago característico de *P. anomalinata*

2.2.1.4 Umbral económico de daño

La Universidad de Sevilla (US 2007) indica que el umbral económico de daño es el momento donde una plaga ha causado un nivel de pérdidas que son mayores al costo de controlarlo, lo cual quiere decir que si se aplica una medida de control se recupera un valor de cosecha igual o superior al costo de la medida implementada, por lo que sería rentable la aplicación de esta, las pérdidas económicas pueden variar dependiendo del clima, fenología del cultivo entre otros factores.

Los umbrales son expresados con valores cuantitativos como número de larvas por trampa, ninfas por metro cuadrado, etc. También son expresados con valores relativos como porcentaje de plantas atacadas o porcentaje de superficie afectada.

El umbral económico de daño depende de varios factores no es un valor fijo, está relacionado directamente con el costo de la medida de control, a mayor costo de la medida de control mayor será el umbral económico, está relacionado inversamente con el valor de venta del producto. Un mismo insecto puede tener diferentes umbrales económicos dependiendo del cultivo en que se encuentre, el estado de desarrollo del cultivo, variedad del cultivo entre otras (cuadro 9) (Pedigo 2009).

Cuadro 9. Umbral económico de las plagas más importantes de la caña de azúcar.

Plaga	Umbral económico
Chinche salivosa	0.05 a 0.10 ninfas y adultos/tallo
Gallina ciega	10 larvas/m ²
Rata de campo	6 % de tallos dañados
Chinche hedionda	100 insectos/m ²
Termitas subterráneas	10 % de tallos dañados en cosecha

Fuente: CENGICAÑA-CAÑAMIP 2017.

2.2.1.5 Manejo Integrado de Plagas

Son las distintas estrategias que tienen como principal objetivo el control de plagas, enfermedades y malezas que afectan a los cultivos, el manejo integrado de plagas tiene un enfoque sustentable y se apoya de herramientas tanto biológicas como químicas socialmente aceptadas, y prácticas culturales, tratando así de reducir el impacto económico y ambiental.

El manejo integrado de plagas trata de ser lo más eficiente para reducir poblaciones de insectos utilizando distintas estrategias que prevengan problemas y reduzcan daños haciendo uso de químicos solo en situaciones extremadamente necesarias (CENGICAÑA 2015).

Según la Universidad Autónoma de Ciudad Juárez (2012) el manejo integrado de plagas se divide en tres etapas clave las cuales son: Prevención, monitoreo y control.

A. Prevención

La prevención se refiere a todas las herramientas que se pueden utilizar para minimizar el daño de una plaga en el futuro, entre la prevención se pueden encontrar distintas prácticas como lo son la selección de variedades resistentes, mantener habitat amigable para insectos benéficos, así mismo darle un adecuado a las malezas ya que estos son hospederos de las plagas.

B. Monitoreo

Esta etapa como su nombre lo indica consiste en monitorear la finca o lote donde se esté para así conocer si hay plagas y si es así conocer el daño que han provocado y tomar decisiones de aplicaciones químicas.

C. Control

Esta etapa se basa en los resultados del monitoreo, y tomar decisiones de qué tipo de control se hará dependiendo de la gravedad este puede ser químico, biológico o cultural.

2.2.1.6 Métodos de control para el MIP

A. Control ecológico de plagas

En el control ecológico de plagas no se trata de eliminar la plaga en su totalidad, si no que trata de reducir los niveles de esta por debajo del umbral económico ya que plaga conforma el equilibrio de un sistema y al ser eliminada por completa surgirán nuevos nichos ecológicos que serán ocupados por otras especies de insectos que desaparecerán a los enemigos naturales que se alimentaban de la plaga, el uso continuo de insecticidas genera resistencia de los insectos hacia los productos.

B. Control cultural

Son diversas acciones que producen un ambiente desfavorable para el desarrollo de las plagas, como el manejo de malezas, rotación de cultivos, asociaciones para repelencia, etc.

C. Control microbiológico

El control microbiológico hace uso de patógenos causantes de enfermedades de los insectos con el objetivo de reducir las poblaciones de estas, entre los organismos más utilizados para el control biológico están los hongos entomopatógenos como *M. anisopliae*.

D. Control químico

Este debe ser la última opción para el control de una plaga, el uso de estos crea un desbalance en el sistema, antes de escoger un control se deben tomar en cuenta aspectos como la presencia de enemigos naturales, dosis y estado fenológico de la planta.

E. Control integrado

El control integrado hace referencia cuando se reducen las poblaciones de insectos utilizando uno o más métodos de control.

2.2.1.7 Hongos entomopatógeno

Son aquellos capaces de producir una enfermedad y causar la muerte de un insecto entre otros artrópodos, existen alrededor de 700 especies de hongos entomopatógenos, estos se utilizan como parte del control biológico en el manejo integrado de plagas por su fácil

manipulación, multiplicación y son efectivos a la hora de controlar plagas, además son inofensivos para los humanos (alemán 1997).

A. Características de los hongos entomopatógeno

Para que un hongo sea considerado entomopatógeno tiene que cumplir con ciertas características, una de estas es que no sea dañino para los seres humanos así con esto se pueda tener una fácil manipulación de este, así mismo el hongo debe ser inofensivo para cualquier cultivo (Toapanta 2005).

B. Ciclo del hongo

Los hongos entomopatógeno comienzan su proceso de infección cuando las esporas se adhieren al insecto, al tener las condiciones ambientales adecuadas estas esporas germinan sobre la cutícula del insecto, producen la degradación de esta mediante distintos procesos enzimáticos y mecánicos, posteriormente este se desarrolla en el interior del insecto en donde llega a colonizar distintos órganos.

El hongo produce toxinas las cuales afectan el sistema muscular y excretor del insecto, en esta etapa los insectos modifican su comportamiento, dejan de alimentarse y los adultos dejan de reproducirse, luego el insecto muere producto de las toxinas y termina de colonizar totalmente al insecto, para finalizar su ciclo el hongo produce nuevos conidios que se dispersaran en el ambiente y así inicia un nuevo ciclo (Guagliumi 1962).

C. Mecanismo de infección de los hongos entomopatógeno

La primer etapa de infección es la adhesión y germinación de la espora en la cutícula del insecto, dependiendo de la especie de hongo puede ser un fenómeno específico o no específico, la espora del hongo desarrolla tubos germinativos los cuales funcionan como una hifa de penetración de la cutícula, también puede producir un apresorio, que ayuda a la adhesión de la espora, la velocidad de este proceso depende de factores como humedad y temperatura, el éxito de la penetración depende de la agresividad del hongo, tipo de espora

y susceptibilidad del hospedero. Los hongos también tienen la capacidad de infectar a los insectos a través de aberturas en su cuerpo como los espiráculos, y cavidad bucal.

La segunda etapa de infección es la penetración dentro del hemocelo, donde mediante una degradación enzimática de la cutícula del insecto y presión ejercida por el tubo germinativo la hifa penetra el hemocelo, cuando esto sucede el insecto puede producir reacciones de defensa como fagocitosis, encapsulación celular y formación de compuestos antimicrobianos, la penetración del hemocelo depende de factores como grosor de la cutícula, esclerotización, estado de desarrollo del insecto.

La etapa final del proceso de infección es el desarrollo del hongo que resulta en la muerte del insecto, luego de haber llegado al hemocelo, el hongo evita la defensa del insecto produciendo células parecidas a levaduras produciendo micotoxinas, estas juegan un papel importante en el modo de acción en los hongos entomopatógenos, mientras más toxinas produzca el hongo con más rapidez morirá. Los síntomas del insecto afectado son convulsiones, carencia de coordinación, comportamiento alterado, hasta llegar a su muerte donde el hongo comienza su fase saprofítica esporulando sobre el cadáver y produciendo inóculo para infectar otros insectos (Castillo 2006).

D. Producción de *Metarhizium anisopliae*

Estudios realizados por Gómez y Mendoza (2004) proponen la siguiente metodología para la producción masiva de *M. anisopliae* la cual debe iniciar con la recolección de muestras en el campo, en esta fase se obtienen cepas del hongo de gallinas ciegas que presenten síntomas o signos de *M. anisopliae*, se recolectan y se colocan en cajas Petri donde pasan por un proceso de esterilización , y se colocan en cámaras húmedas, Luego se da paso al proceso de aislamiento en donde se debe seleccionar insectos de las cámaras húmedas que presenten esporulación y que no se encuentren contaminados de algún otro hongo o bacteria.

Se prepara una suspensión donde se retiran los conidios del cuerpo del insecto y se colocan en frascos con gotas de Tween 20 que sirve como emulsificante, tras haber realizado el aislamiento del hongo se hace la reactivación el cual es un proceso que ayuda a que este mantenga la patogenicidad y virulencia en donde con insectos sanos traídos del campo, se aplica el hongo sobre estos, luego los insectos son colocados en cajas Petri, hasta que mueran.

Cuando el insecto muere se empieza a producir el inóculo en cajas Petri, se debe obtener la colonia del patógeno y preparar una suspensión de conidios, con estas se preparan matrices solidas las cuales son aplicadas en sustratos como maíz o arroz para su producción masiva.

2.2.1.8 Bioensayos

También conocidos como pruebas de patogenicidad los bioensayos son realizados con organismos vivos con estos se busca determinar parámetros como: rango de hospederos, virulencia, competencia ecológica. Se conoce como bioensayo al proceso de determinar el efecto de una sustancia a partir de las respuestas producidas en organismos biológicos. Los bioensayos pretenden establecer una relación entre la dosis y respuesta, estos se realizan bajo condiciones controladas, al realizar un bioensayo se puede evaluar de manera cualitativa y cuantitativa el efecto de un insecticida o de un producto biológico.

Existen dos tipos de bioensayos los directos y los indirectos en los primeros si los datos que se obtienen resultan exactamente las dosis de sustancia medidas en cada individuo para las cuales se observa una respuesta específica, y los indirectos en donde si las muestras que se obtienen por cada sustancia consisten en la observación de la respuesta a diferentes dosis fijadas anteriormente (Miller 2012).

Para poder llevar a cabo un buen bioensayo es necesario el entendimiento tanto del patógeno como del hospedero, factores que pueden influenciar en estas pruebas son la viabilidad del hongo, virulencia, métodos de producción y aplicación, la mortalidad del

testigo, ósea el tratamiento donde no se aplicó hongo no debe tener una mortalidad mayor al 10 % ni estos deben presentar signos de micosis (CATIE 1998).

El ambiente donde se lleva a cabo el bioensayo y todos los utensilios que se utilizan deben tener un estado de completa asepsia es una regla cuando se trabaja con hongos entomopatógenos, existen procedimientos para reducir la contaminación en el bioensayo por otros microorganismos (otros hongos, bacterias) que puedan interferir en el trabajo, es importante el uso del alcohol para desinfectar las superficies de trabajo ya que estos tienen un efecto desnaturalizador en las proteínas, también se puede recurrir a sustancias antisépticas como el timol.

Antes de aplicar el hongo se realiza una caracterización fisiológica que es una evaluación del rendimiento y viabilidad del hongo datos que sirve para el cálculo de las dosis (Cañedo 2004).

A. Dosis letales (DL)

La toxicidad de un producto en contra de una población de insectos es conocida como dosis letal (DL), esta es la cantidad de producto en este caso biológico para causar la muerte del porcentaje de población que se desee por ejemplo el 50 % o 90 % de una población de insectos, estas dosis se pueden expresar de dos formas en cantidad de producto por individuo, o en cantidad de producto por unidad de peso del insecto.

Para determinar la dosis letal (DL) de un producto se debe realizar una curva de toxicidad esta relaciona las dosis que se utilizarán en el ensayo con las mortalidades obtenidas, con la línea de regresión dosis-mortalidad no solo se puede determinar la dosis que causa el 90 % de mortalidad sino también otros porcentajes de mortalidad que sean de interés como la dosis letal 50 (DL50) (Gutiérrez 2008).

B. Tiempo letal (TL)

Hace referencia al tiempo en que un producto aplicado le ocasiona la muerte a cierto porcentaje de la población (Moya 2019).

C. Análisis de costos

El análisis de costo es simplemente, el proceso de identificación de los recursos necesarios para llevar a cabo la labor o proyecto. El análisis de costo determina la calidad y cantidad de recursos necesarios, entre otros factores, analiza el costo del proyecto en términos de dinero.

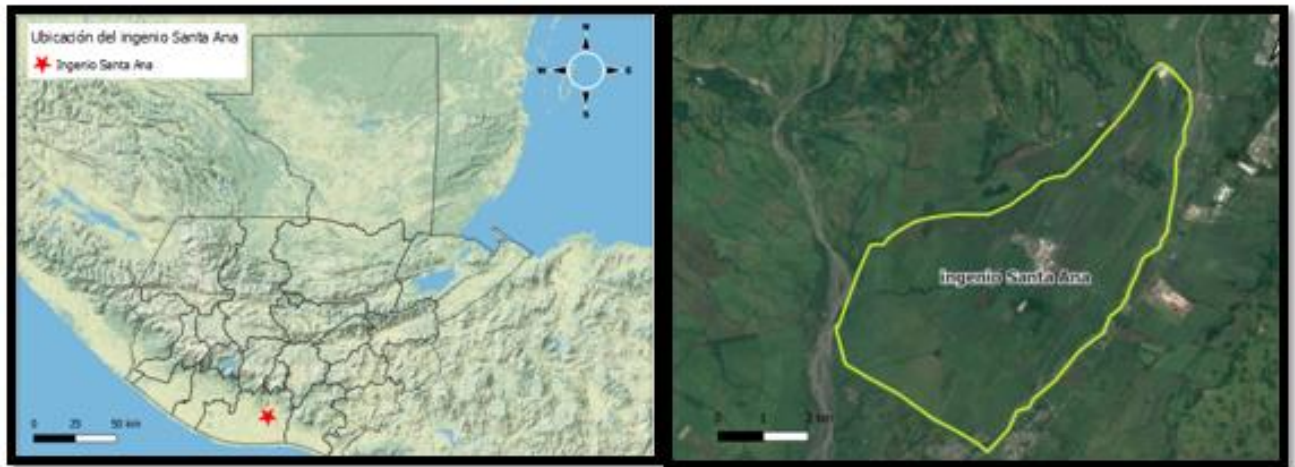
D. Análisis probit

Es un método utilizado para determinar una dosis letal (DL), esta función trabaja mediante probabilidades y devuelve cuantiles de una normal estándar. Para determinar una dosis letal (DL) mediante este método es necesario elaborar una tabla donde se tengan datos de dosis, número de larvas a las que se les aplicó un tratamiento, número de larvas muertas por el hongo y porcentaje de larvas muertas por el hongo, esta tabla debe ser trasladada a infostat y al ser procesada mostrará una gráfica y una ecuación donde se pueda determinar la dosis letal (DL) (Ocaña 2014).

2.2.2 Marco referencial

2.2.2.1 Ubicación geográfica

El ingenio Santa Ana se encuentra ubicado en la finca Cerritos en el kilómetro 64.5 carretera a Santa Lucía Cotzumalguapa municipio de Escuintla, departamento de Escuintla y se encuentra a 220 m s.n.m. (CENGICANÍA 2016).



Fuente: Google earth 2019.

Figura 12. Ubicación del ingenio Santa Ana.

2.2.2.2 Condiciones del laboratorio

La investigación se llevó a cabo en el laboratorio de control de calidad del departamento Técnico Agrícola del Grupo Corporativo Santa Ana donde se tiene una temperatura promedio de 28 °C, y se manejan medidas de inocuidad para garantizar la calidad de los ensayos, cuenta con un lugar de almacenamiento que permite asegurar la integridad de los experimentos que se llevan a cabo, el laboratorio también cuenta con refrigeradores para almacenar los hongos entomopatógenos y mantener la cadena en frío para que no sufran daños y su viabilidad no se altere.

2.2.2.3 Suelo que se usó en el experimento

El suelo que se utilizó en el experimento fue suelo recolectado en la región 6 del ingenio, municipio de Escuintla, fue el mismo del lote donde serán recolectadas las larvas, el cual fue esterilizado para que factores como otros microorganismos no afecten en el experimento.

2.2.2.4 Características de la especie de gallina ciega con que se trabajo

La especie de gallina ciega que se utilizó en el experimento fue *P. parvisetis* ya que se determinó que esta era la especie que se encontraba en el lote donde se realizó la colecta, se utilizaron larvas en el instar L2 y L3, en estos instares es donde la larva genera más daños.

2.2.2.5 *M. anisopliae* cepa Sasafe

Se usó *M. anisopliae* cepa sasafe que se produjo en los laboratorios del ingenio Santa Ana.

Esta cepa es producida por el laboratorio de hongos entomopatógeno del Grupo Corporativo Santa Ana desde el año 2018, presenta un conidióforo ramificado, conidias ovales que se forman en cadenas originadas en fialides, cuando son jóvenes las conidias presentan un color blanca al alcanzar su estado de madurez toman el color verde característico de la especie, la cepa sasafe tiene su origen en la finca Santa Fe del ingenio Santa Ana en donde se realizó un muestreo de gallina ciega y se encontró una larva que tenía signos de *Metarhizium*, esta larva se recolectó y aisló ya que en ese lote nunca se había aplicado este hongo, se realizó un estudio donde se determinó que este hongo no correspondía a ninguna cepa utilizada por el ingenio, por lo que se piensa que puede llegar a tener más virulencia y agresividad (Gómez, Zapata y Tenorio 2014).

2.2.2.6 Antecedentes

Existen varias investigaciones donde se ha utilizado el hongo *M. anisopliae* para el control de larvas de *Phyllophaga* sp.

Efecto de la aplicación de *Beauveria bassiana* y *M. anisopliae* para el control de *Phyllophaga* sp. en cultivo de camote: En este trabajo se evaluó el efecto de estos dos hongos entomopatógenos para ver si reducían la población de gallina ciega en los resultados se

observó que con los dos hongos se logró reducir la cantidad de larvas con *M. anisopliae* se redujo las larvas de 2 a 0.7 larvas, mientras *Beauveria bassiana* redujo a 0.5 la cantidad de larvas.

Control de *M. anisopliae* sobre *Phyllophaga* sp. bajo condiciones controladas, en esta investigación se evaluaron cuatro dosis del hongo (15 kg/ha, 20 kg/ha, 25 kg/ha, 30 kg/ha) para conocer el porcentaje de eficacia de control, se concluyó que la dosis que presentó mejores resultados fue la de 30 kg/ha con un 84 % de eficacia de control.

2.3 OBJETIVOS

2.3.1 General

Evaluar cinco dosis del hongo entomopatógeno *M. anisopliae* cepa sasafe para el control de larvas de *Phyllophaga* sp.

2.3.2 Específicos

1. Determinar la especie de *Phyllophaga* presente en el área.
2. Determinar el porcentaje de parasitismo de larvas por cada una de las dosis (2.5×10^{14} , 1×10^{14} , 5×10^{13} , 2.5×10^{13} , 1.25×10^{13} conidios/ha)
3. Determinar la dosis letal 50 (DL50) del hongo entomopatógeno *M. anisopliae* cepa sasafe para el control de larvas *P. parvisetis*.
4. Determinar el tiempo letal 50 (TL50) para la mejor dosis.
5. Describir los signos que presentan las larvas parasitadas por *M. anisopliae*.
6. Elaborar un cálculo del costo para cada una de las dosis de *M. anisopliae* (2.5×10^{14} , 1×10^{14} , 5×10^{13} , 2.5×10^{13} , 1.25×10^{13} conidios/ha).

2.4 HIPÓTESIS

El tratamiento 2.5×10^{14} conidios/ha de *M. anisopliae* generará mayor mortalidad confirmada sobre las larvas de *P. parvisetis*, así mismo será el tratamiento que generará la mortalidad de estas en un menor tiempo debido al mayor número de conidios/ml, estos colonizarán más rápido y segregarán más toxinas sobre su hospedero.

2.5 METODOLOGÍA

2.5.1 Determinación de la especie de *Phyllophaga* presente en el área

2.5.1.1 Obtención y aclimatación de las larvas

Para la obtención de las larvas se escogió un lote específico de la finca el Pantanal región dos del ingenio Santa Ana el cual en los muestreos previos presentó datos que sobrepasan el umbral económico de esta plaga que es 10 larvas/m².

Para recolectar las larvas, la macolla de caña fue retirada del suelo para así exponer a las larvas que se alimentaban de la raíz (figura 13), estas fueron individualizadas en cajas de plástico para evitar que se lastimaran entre ellas para luego ser llevadas al laboratorio transportadas en una hielera.

Las larvas fueron trasladadas al laboratorio de control de calidad, se les colocó un trozo de zanahoria de 5 g de peso para que se alimentaran, fueron dejadas en observación por una semana con el propósito de que si había larvas lastimadas por la recolección o traslado estas murieran para así utilizar únicamente larvas sanas.



Figura 13. Levantamiento de macollas para la obtención de las larvas.

2.5.1.2 Identificación mediante larva

Mediante la clave para la identificación de larvas y adultos de *Phyllophaga* sp. en América Central A.B.S. King se realizó la identificación de la especie, se escogieron 30 larvas al azar de las recolectadas y se preservaron en alcohol etílico al 70 % para su posterior identificación, en total se identificaron 30 larvas con ayuda del estereoscopio y una lupa.

Como primer paso se procedió a la identificación del género de las 30 larvas, al conocer este dato se realizó la identificación por especie.

2.5.1.3 Identificación mediante adulto

La identificación por medio de adultos se realizó mediante la clave para la identificación de larvas y adultos de *Phyllophaga* sp. en América Central A.B.S. King, para esto se seleccionaron 15 adultos (machos y hembras) de los que se utilizaron para el ensayo y no murieron por tratamiento, se separaron por género mediante la identificación del edeago, la genitalia extraída a los machos fue sumergida en agua con cloro al 4 % y agitados por 5 min para retirar los excesos de grasa y tener una mejor observación de esta, para finalizar se procedió a la identificación con ayuda de una lupa y estereoscopio.

2.5.2 Determinación del porcentaje de parasitismo y dosis letal 50 (DL 50)

2.5.2.1 Unidad experimental

La unidad experimental estuvo compuesta por 10 cajas de plástico, cada una tuvo en su interior una larva con suelo esterilizado y una rodaja de zanahoria de 5 gr de peso como alimento, el experimento constó de 4 repeticiones. En total fueron 24 unidades experimentales, 240 cajas de plástico y 240 larvas de *Phyllophaga*.

2.5.2.2 Descripción de los tratamientos

Se utilizaron 5 dosis del hongo *M. anisopliae* cepa sasafe y un testigo para la investigación (cuadro 10).

Cuadro 10. Descripción de los tratamientos (dosis) de *M. anisopliae*.

Tratamientos	Concentración (conidios/ha)	Concentración (conidios/ml)
1	Testigo	Testigo
2	1.25×10^{13}	4.16×10^7
3	2.50×10^{13}	8.33×10^7
4	5.00×10^{13}	1.66×10^8
5	1.00×10^{14}	3.33×10^8
6	2.50×10^{14}	8.33×10^8

2.5.2.3 Diseño experimental

El diseño experimental utilizado fue el de completamente al azar debido a que no hubo una gradiente de variabilidad sobre las unidades experimentales.

2.5.2.4 Condiciones de la aplicación

Se realizó la aplicación tomando en cuenta todas las medidas de inocuidad necesarias para evitar contaminación por otros organismos vivos y se utilizó un volumen de calibración igual al de una aplicación en campo, la aplicación se realizó en el laboratorio de control de calidad a una temperatura controlada de 21°C. (cuadro 11).

Cuadro 11. Condiciones de la aplicación del ensayo.

Ubicación	Ingenio Santa Ana
Lugar	Laboratorio de control de calidad
Especie	<i>Phyllophaga parvisetis</i> .
Instar de las larvas	L2, L3
Volumen de calibración	300 l/ha

2.5.2.5 Preparación de los materiales

Se esterilizaron las 240 cajas de plástico en el autoclave a una temperatura de 115 °C por 15 min, así también se recolectó suelo y al igual fue esterilizado para evitar que cualquier otro microorganismo alterara el experimento, cada caja fue llenada con suelo y se colocó cuidadosamente una larva, así mismo se agregó un trozo de zanahoria de alimento, a cada caja se le aplicó 3 ml de agua desmineralizada cada dos días para que en todas hubiera una misma condición de humedad, por último, se identificó cada cajita por tratamiento y repetición (figura 14).



Figura 14. Cajas de plástico con su respectivo suelo, larva y alimento.

2.5.2.6 Calibración del equipo

Para inocular el hongo según el tratamiento y dosis descrita anteriormente, se utilizó un aerógrafo, este se lavó antes de la aplicación de los tratamientos. Seguidamente se realizó la calibración del aerógrafo, los cálculos para calibrarla fueron:

Sacar el área de una caja de plástico, para este caso la que se utilizó tuvo un diámetro de 9 cm, por lo que el área es de 0.002 m².

Para calcular el volumen de agua a usar en las 240 cajas de plástico, para esto se fijó que el ancho de faja de una aplicación terrestre es de 60 cm, además que al tener un distanciamiento de 1.8 m entre surcos la hectárea tiene 5,555 m, esto hace un área de aplicación de 3,333 m².

$$\frac{300 \text{ litros}}{3333 \text{ metros}^2} \times \frac{0.00282 \text{ m}^2}{\text{Cajita}} \times \frac{240 \text{ cajitas}}{\text{Ensayo}} \times \frac{1000 \text{ ml}}{1 \text{ litro}} = 60.91 \text{ ml}$$

Se necesitaron 60.91 ml de agua para todo el ensayo. Se aplicaron cada tratamiento con sus respectivas repeticiones, al tener 6 tratamientos, se aplicaron 10.15 ml en las 40 cajas que componen las 4 repeticiones de cada uno.

2.5.2.7 Preparación de las soluciones

Para un volumen de aplicación por 300 l/ha primero se determinó el rendimiento y viabilidad del hongo. Antes de utilizar el hongo se determinó su viabilidad y su rendimiento para tener un cálculo acertado de la cantidad de hongo que debe utilizarse para cada tratamiento.

Para obtener el rendimiento del hongo se tomó una muestra de 1 gr de conidio puro del lote 6 cepa sasafe, posteriormente se diluyó en 100 ml de agua + Tween, se dejó en el agitador por 20 min luego se realizaron soluciones con 9 partes de agua y una de hongo hasta lograr

tener una cantidad de conidios contables en la cámara Newbauer, para finalizar se realizó el conteo en la cámara y los datos fueron introducidos a una hoja de Excel® la cual calculó la concentración del hongo, en este caso el hongo dio una concentración de 5×10^{12} conidios/gr.

Para conocer la viabilidad del hongo se sembró una gota de la solución anterior en un medio de cultivo PDA con antibióticos para evitar contaminación, se dejó reposar por 21 horas que es el tiempo óptimo para hacer la lectura ya que a las 21 horas el hongo no se ha desarrollado tanto y así no se dificulta este proceso.

Se hizo un conteo de conidios vivos y muertos en la cámara Newbauer para conocer el porcentaje de viabilidad del hongo el cual dio un 97 % de viabilidad (cuadro 12).

Datos de rendimiento y viabilidad del hongo los cuales ayudaron para posteriores cálculos de preparación de la solución.

Cuadro 12. Rendimiento y viabilidad del hongo.

Hongo	Cepa	Lote	Rendimiento	Viabilidad
<i>M. anisopliae</i>	sasafe	6	5.5×10^9 conidios/gr	97 %

2.5.2.8 Preparación del inóculo

Al tener los datos correspondientes del rendimiento de conidios/gr y de viabilidad del lote a utilizar, se procedió con el cálculo de gramos de conidio puro que son necesarios para poder realizar la solución madre que sería de un litro a la concentración del tratamiento más alto que sería 8.33×10^8 conidios/gr.

Para el cálculo de gr/volumen se utilizó la siguiente ecuación:

$$\text{Gramos/litro} = \frac{\text{Conidios de la dosis mayor} \times 1\,000\text{ ml}}{(\text{Conidios por gramo}) \times (\text{Viabilidad})}$$

$$\text{Gramos/litro} = \frac{8.33 \times 10^8 \text{ conidios/gr} \times 1\,000\text{ ml}}{(5.5 \times 10^9 \text{ conidios/gr}) \times (97\% \text{ Viabilidad})}$$

$$\frac{\text{Gramos}}{\text{litro}} = 155.57$$

Al realizar el cálculo se obtuvo que para hacer una solución a una concentración de 2.5×10^{14} conidios/ha es necesario diluir 155.57 gr de hongo en 1,000 ml de agua por lo que se procedió a pesar los 155.57 gr de conidio puro y se diluyeron en 1,000 ml de agua + 5 gotas de Tween para que este se diluyera bien, también se colocó por 5 minutos en el agitador tipo vortex para que se tuviera una solución homogénea, al tener la solución madre se tomaron los 12.18 ml que corresponden al tratamiento más alto, mediante la fórmula de $C1V1 = C2V2$ se realizaron las respectivas diluciones para obtener la solución de los otros tratamientos.

2.5.2.9 Aplicación de las soluciones

Ya lavado y calibrado el equipo, se procedió a realizar la aplicación del hongo *M. anisopliae* para cada uno de los tratamientos. Se inició aplicando el testigo con una solución de agua + Tween, seguidamente se aplican las soluciones de hongo tomando en cuenta un orden descendente respecto a las dosis de concentración del hongo a utilizar para cada uno de los tratamientos (figura 15).



Figura 15. Aplicación de los tratamientos de *M. anisopliae* mediante aerógrafo.

2.5.2.10 Determinación del porcentaje de parasitismo

Se realizó una toma de datos diariamente, revisando cada una de las cajas de plástico y se extrajeron las larvas que se encontraron muertas en cada una.

Estas larvas muertas, se desinfectaron con alcohol al 70 %, agua desmineralizada estéril, hipoclorito de sodio al 2.5 % y nuevamente agua desmineralizada estéril. Por último, se colocaron en cámaras húmedas de forma individual, la cámara húmeda la constituyó una caja de plástico identificada y desinfectada, con un trozo de papel toalla en su interior, sobre el papel toalla se colocó un cubre objetos y un trozo de algodón embebido de agua desmineralizada. Estas se mantuvieron en observación hasta que se vio formación de micelio y se confirmará la razón de la muerte por parasitismo.

Durante la manipulación de los insectos, el personal que lo hizo utilizó guantes para reducir los riesgos de contaminación de las larvas con bacterias y otros hongos, se confeccionó una

tabla de toma de datos donde se colocó la mortalidad por tratamiento y repetición para posteriormente realizar gráficas y su respectivo análisis.

2.5.2.11 Análisis de la varianza y prueba múltiple de medias

Mediante el programa estadístico infostat se realizó un análisis de la varianza para conocer el comportamiento de los datos, al conocer que estos no tenían normalidad se procedió a la práctica de una corrección BoxCox con el software R estudio al tener los datos ya corregidos se realizó una prueba múltiple de medias DMS de Fisher para concluir con los datos.

2.5.2.12 Análisis probit

Para realizar el análisis probit se elaboró una tabla con los datos de dosis, número de larvas a las que se le aplicó un tratamiento, número de larvas que murieron a causa del hongo y porcentaje de larvas muertas por el hongo, con esta tabla se generó una regresión lineal en Excel®, la cual al despejar la fórmula permitió calcular la dosis letal (DL) deseada.

Fue necesario elaborar una tabla donde se tuvieron datos de dosis, número de larvas a las que se les aplicó un tratamiento, número de larvas muertas por el hongo y porcentaje de larvas muertas por el hongo, esta tabla se trasladó a infostat y generó una gráfica con una ecuación donde se determinó la dosis letal 50 (DL50).

2.5.3 Determinación del tiempo letal 50 (TL50) para la dosis recomendada

Para realizar el cálculo del tiempo letal 50 (TL50) para la dosis recomendada se elaboró una tabla con los datos de días que duro el experimento y los probit respectivos para el número de larvas muertas que generó la dosis recomendada a lo largo de días que duro el experimento, con estos datos se generó una regresión lineal en Excel®, se despejó la ecuación que permitió calcular el tiempo letal (TL) para la dosis recomendada.

2.5.4 Descripción de las características que identifican a las larvas parasitadas

La descripción de las características que identifican a las larvas con mortalidad confirmada se hizo mediante la observación de las larvas muertas y puestas en las cámaras húmedas, estas se observaron diariamente y se describieron los cambios que se lograban percibir al paso de los días así mismo se tomaron fotos para una mejor identificación.

2.5.5 Cálculo del costo para cada una de las dosis de *Metarhizium anisopliae*

Para calcular el costo de cada una de las dosis del hongo entomopatógeno se pidieron los datos al laboratorio de producción de hongos entomopatógenos del costo de producción de la dosis en el mes que se estableció el experimento, posteriormente estos datos se convirtieron simulando que la aplicación se hizo en una hectárea de terreno.

2.6 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

2.6.1 Determinación la especie de *Phyllophaga*

2.6.1.1 Identificación mediante larva

Al hablar de una especie se refiere a una entidad conformada por muchos individuos o una población con características morfológicas que los hacen únicos y diferentes a otros individuos que están en el mismo espacio cercano y que pueden ser filogenéticamente cercanos, la identificación precisa de las especies ayuda a tomar decisiones en el manejo de plagas, así como existen especies de *Phyllophaga* de gran importancia económica (*P. parvisetis*) existen especies de menor importancia (*P. obsoleta*)(King 1994).

Determinación del género: primero se realizó la determinación del género mediante la observación de las características de la hendidura anal de las larvas (figura 16).



Figura 16. Región anal característica de *Phyllophaga*.

Se determinó que todas las larvas pertenecen al género *Phyllophaga* las principales características que presentan las larvas de este género son: región anal hendida se puede observar que tiene forma de letra “Y” o “V” la coloración de la cabeza va de amarillenta a anaranjada, palidia bien desarrollada y no esclerotizada. Cuentan con 19 a 28 pali en el palidium, la séptula es angosta, ligeramenta más ancha en la parte interior, setas tegilladas no extendiéndose más alla del extremo anterior de la palidia.

Determinación de la especie: al conocer el género de las larvas se procedió a la identificación de la especie mediante la observación de las características del ráster (figura 17).

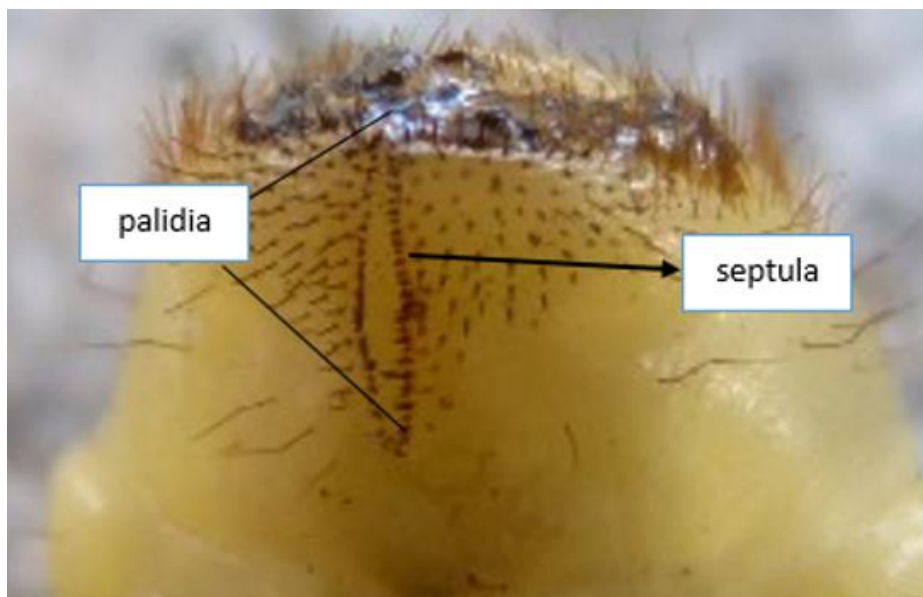


Figura 17. Ráster característico de *P. parvisetis*.

Se concluyó que la especie correspondió a: *P. parvisetis* presentando las siguientes características:

Se observó una cantidad de 30 pali en la paladia, esta es ligeramente paralela, séptula estrecha escasamente amplia en la parte medial, setas tegilladas no extendiéndose mas alla del extremo interior de la palidia.

2.6.1.2 Identificación mediante adulto

Para corroborar la identificación de la especie mediante las larvas también se realizó una identificación de la especie de *Phyllophaga* mediante la genitalia de los adultos, en donde las larvas utilizadas en el experimento fueron cuidadas hasta llegar a adulto, se tomó una muestra de 10 adultos (machos y hembras) por tratamiento, se procedió a la extracción de la genitalia la cual fue lavada en agua con cloro para retirar el exceso de grasa y así poder hacer la respectiva identificación (figura 18).

De los 60 adultos que se tomaron 34 resultaron ser machos, al realizar la identificación de la especie se concluyó que los todos correspondieron a la especie *P. parvisetis*, lo que refuerza la identificación que se hizo con las larvas, en total para la identificación de adultos se utilizaron 60 individuos.

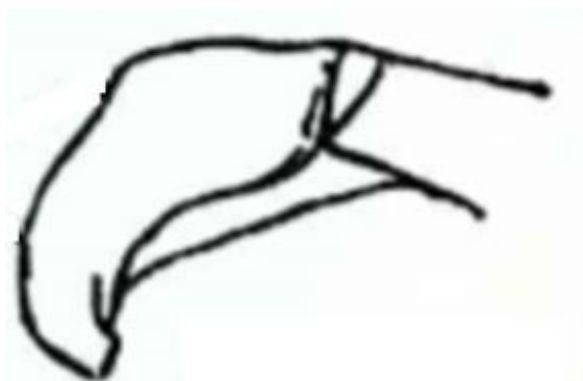


Figura 18. Genitalia característica de *P. parvisetis*.

Los adultos de *P. parvisetis* presentan las siguientes características: El largo de su cuerpo es de 19 mm a 22 mm mientras que el ancho es de 9 mm a 12 mm, el pronoto y la parte basal de los élitros es de color castaño el resto de los élitros de color amarillo-café a castaño palido con una capa cerosa en la superficie.

2.6.2 Determinación del porcentaje de parasitismo y dosis letal 50 (DL50)

2.6.2.1 Determinación del porcentaje de parasitismo

Se obtuvieron los datos de porcentaje de parasitismo por cada repetición (cuadro 13) con los que se realizó posteriormente el ANDEVA.

Cuadro 13. Porcentaje de parasitismo de los tratamientos.

Tratamiento	Repeticiones			
	R1	R2	R3	R4
Testigo	0	0	0	0
1.25×10^{13} conidios/ha	0	0	0	0
2.50×10^{13} conidios/ha	0	0	0	10
5.00×10^{13} conidios/ha	10	0	10	10
1.00×10^{14} conidios/ha	10	10	10	10
2.50×10^{14} conidios/ha	20	30	20	20

El testigo presentó 0 % de parasitismo en todas sus repeticiones, esto refleja que no existió contaminación por mala aplicación o mal manejo del experimento.

El tratamiento con la dosis más baja (1.25×10^{13} conidios/ha) no presentó parasitismo en ninguna de sus repeticiones por lo que se concluye que este número de unidades infectivas no es capaz de parasitar a las larvas, el tratamiento cuatro (5×10^{13} conidios/ha) logró un

parasitismo de 10 % en tres de sus repeticiones, mientras que el tratamiento cinco (1×10^{14} conidios/ha) en todas sus repeticiones logro el mismo parasitismo, para finalizar se observa que el tratamiento con el mayor número de conidios/ha logro en todos sus tratamientos un parasitismo mayor o igual a 20 %, estos datos demuestran que el número de unidades infectivas es proporcional al porcentaje de larvas parasitadas.

El tratamiento con la dosis más baja (1.25×10^{13} conidios/ha) no presentó parasitismo en ninguna de sus repeticiones por lo que se concluye que este número de unidades infectivas no es capaz de parasitar a las larvas, el tratamiento cuatro (5×10^{13} conidios/ha) logró un parasitismo de 10 % en tres de sus repeticiones, mientras que el tratamiento cinco (1×10^{14} conidios/ha) en todas sus repeticiones logro el mismo parasitismo, para finalizar se observa que el tratamiento con el mayor número de conidios/ha logro en todos sus tratamientos un parasitismo mayor o igual a 20 %, estos datos demuestran que el número de unidades infectivas es proporcional al porcentaje de larvas parasitadas.

Se calculó el porcentaje de parasitismo por tratamiento (figura 19) que es la variable de respuesta de la investigación, que representa las larvas que murieron a causa del hongo *M. anisopliae*.

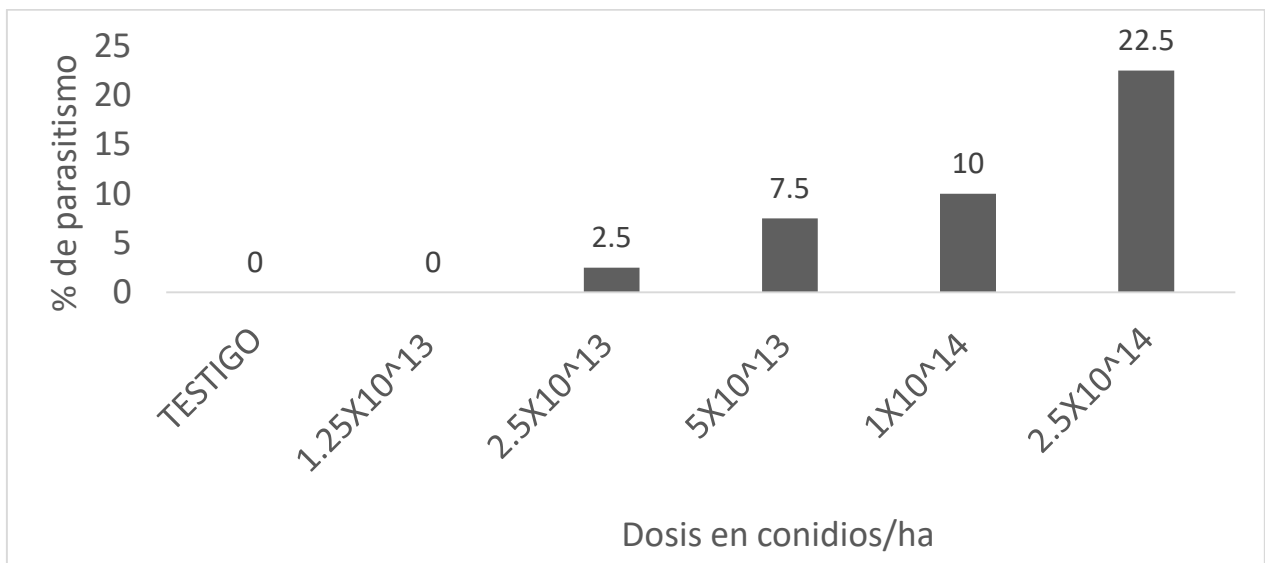


Figura 19. Parasitismo de *M. anisopliae* cepa sasafe sobre larvas de *P. parvisetis*.

Los rangos de mortalidad obtenidos en la investigación estuvieron entre 2.5 % a 22.5 %, en el testigo y en el tratamiento con la dosis más baja 1.25×10^{13} conidios/ha no se reportaron larvas parasitadas, el tratamiento correspondiente a la dosis de 2.5×10^{14} conidios/ha es donde se observó un mayor porcentaje de parasitismo con un 22.5 %.

Estos resultados no eran los esperados ya que al ser la cepa sasafe una cepa nativa se esperaba que esta tuviera mayor capacidad de parasitismo y fuera más virulenta obteniendo porcentajes de parasitismo más altos pero no fue así, esto puede ser producto de una pérdida de la capacidad enzimática degradativa más conocida como virulencia, la reducción de esta se da por factores como el proceso de producción que se lleva a cabo en el laboratorio, donde el hongo va perdiendo su capacidad de parasitar con relación al tiempo, al ser reproducidos en medios artificiales y no ponerlos en contacto periódicamente con su sustrato natural (Cañedo 2004).

La tabla de parasitismo de *M. anisopliae* en el tiempo que duro el experimento proporcionó información para poder generar los probit que se utilizaron para el cálculo de la dosis letal (DL) (figura 20).

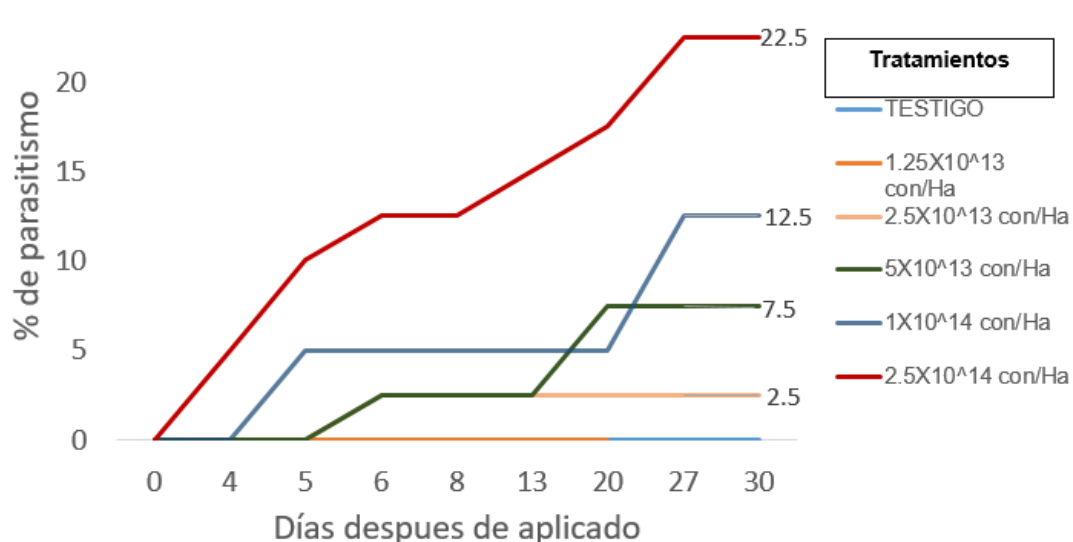


Figura 20. Parasitismo de *M. anisopliae* cepa sasafe sobre larvas de *P. parvisetis*.

2.6.2.2 Análisis de la varianza y prueba múltiple de medias

Se presenta la gráfica de la distribución de los datos para la variable de larvas parasitadas (figura 21).

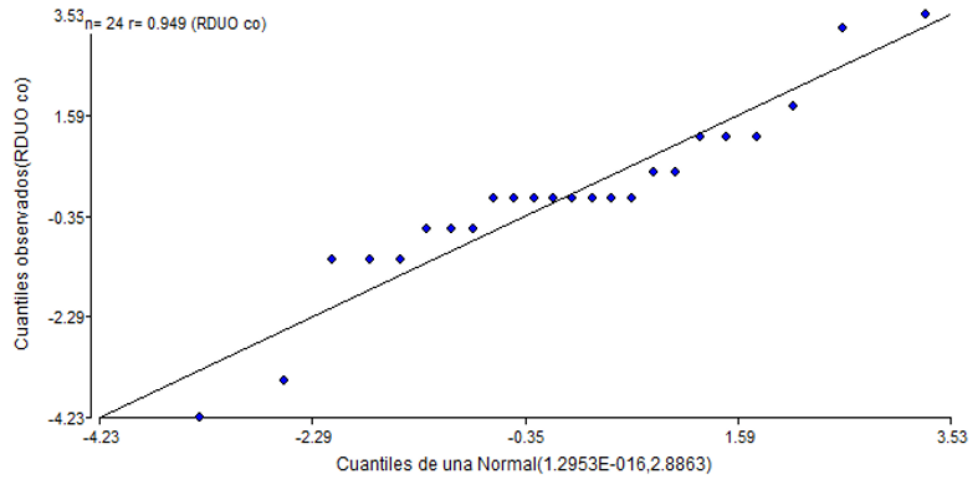


Figura 21. Gráfica de normalidad.

Se observó que la gráfica sigue una distribución normal, por lo tanto, los datos de porcentaje de parasitismo cumplen con este supuesto, y tienen una tendencia homogénea. Por lo que se efectuó una ANDEVA para conocer si existe un tratamiento significativamente diferente (cuadro 14).

Cuadro 14. Análisis de la varianza para el porcentaje de parasitismo corregido.

FV.	G.L	SC	CM	F	p-Valor	Significancia
Modelo	5	195	294.17	39.07	<0.0001	*
Tratamiento	5	195	294.17	39.07	<0.0001	*
Error	18	66.39	12.50			
Total	23	261.71				

El análisis efectuado determinó que al menos uno de los tratamientos es significativamente diferente al resto de tratamientos evaluados, lo que quiere decir que una de las dosis de *M. anisopliae* presenta mejor parasitismo sobre las larvas de *P. Parvisetis*.

Al presentar diferencias entre tratamientos se procedió a una prueba múltiple de medias en este caso la prueba LSD Fisher, donde se estableció que tratamiento es el que presenta diferencia significativa en relación a los otros grupos (cuadro 15).

Cuadro 15. Prueba múltiple de medias.

Tratamiento (conidios/ha)	Media	Literal
2.50×10^{14}	8.09	a
1.00×10^{14}	4.23	b
5.00×10^{13}	3.53	b c
2.50×10^{13}	1.18	c d
1.25×10^{13}	0	d
TESTIGO	0	d

La prueba efectuada determinó que existe un tratamiento que es significativamente diferente a los demás, es el tratamiento correspondiente a 2.5×10^{14} conidios/ha este presentó mejores resultados para lograr parasitismo en las larvas de *P. parvisetis*. Por lo tanto, la aplicación de este tratamiento para el control de gallina ciega fue efectiva.

Cañedo (2014) indica que el éxito de la adhesión y germinación de la espora en la cutícula del insecto depende de factores como la agresividad del hongo, el tipo de espora y la susceptibilidad del hospedero y el ambiente, por lo cual uno o varios de estos factores influyeron para que *M. anisopliae* presentara bajo parasitismo aun en las dosis más altas.

2.6.2.3 Análisis probit

Se transformaron los valores de dosis a logaritmo natural y los porcentajes de mortalidad se convirtieron a valores probit con estos se generó una regresión lineal, de la cual resultó una ecuación donde se sustituyó la dosis que se quería encontrar en la variable “y” y así obtener una dosis letal (DL) (cuadro 16, figura22, cuadro 37A).

Cuadro 16. Tabla de probit para las respectivas dosis.

Tratamiento	Dosis conidios/ha	LN dosis	% mortalidad	probit
1	2.50×10^{14}	33.15	22.5	4.275
2	1.00×10^{14}	32.23	10	3.85
3	5.00×10^{13}	31.54	7.5	3.55
4	2.50×10^{13}	30.84	2.5	2.035
5	1.25×10^{13}	30.15	0	0

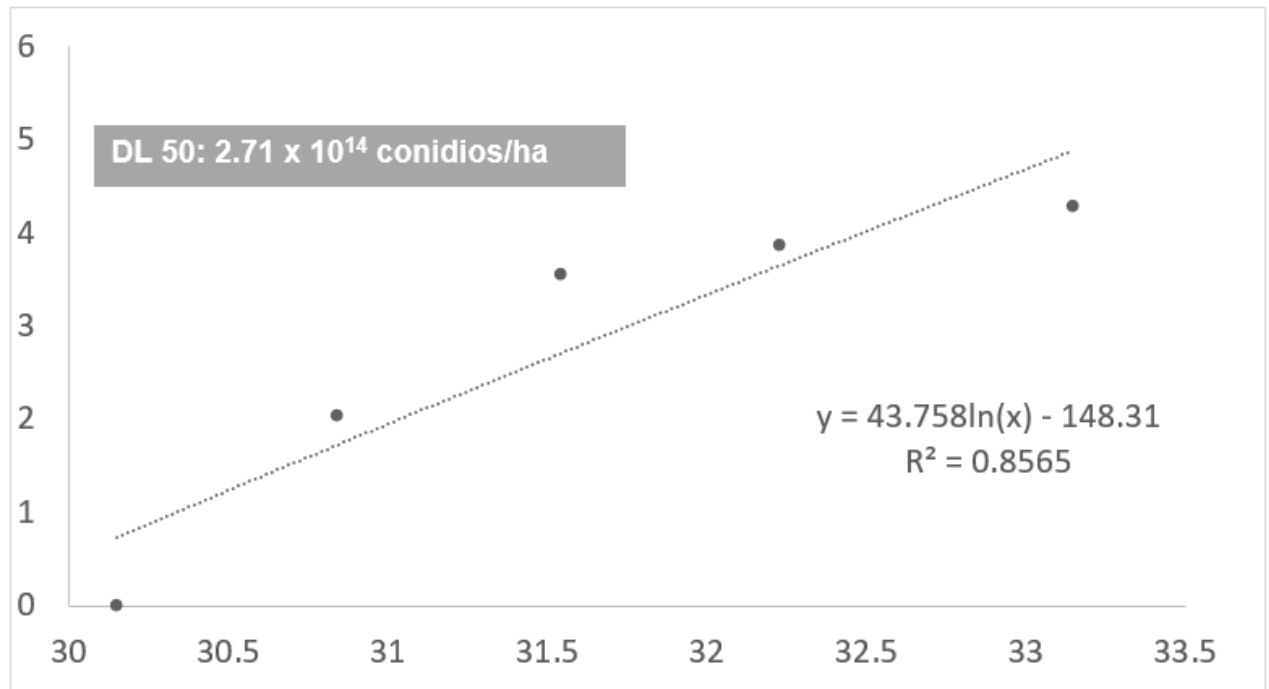


Figura 22. Regresión para el cálculo de dosis letal (DL).

Se determinó que la dosis letal (DL) para que *M. anisopliae* cepa sasafe pueda parasitar el 50 % de la población es de 2.71×10^{14} conidios/ha, las dosis obtenidas están por encima de las calculadas por Gutiérrez (2004) que reporta una dosis letal 50 (DL50) de *M. anisopliae* de 1.38×10^8 conidios/ha para el control de *Microserotermes* sp., mientras que Gonzáles (2017) determinó que para larvas de *Tesia solanivora* la DL 50 fue de 1×10^{11} con una cepa aislada mientras que con una cepa comercial fue de 1.2×10^8 .

2.6.3 Determinación del tiempo letal 50 (TL50) para la dosis recomendada

Se generó una tabla con el porcentaje de mortalidad a lo largo de los días datos que fueron convertidos a probit mediante los cuales se elaboró una regresión lineal y una ecuación para poder encontrar el tiempo letal 50 (TL50) (cuadro 17).

Cuadro 17. Tabla de probit para las respectivas dosis y días después de aplicado.

DIAS	Datos para la dosis 2.5×10^{14} conidios/ha	
	% de mortalidad	Probit
4	0	3.36
5	5	3.72
6	10	3.845
8	12.5	3.845
13	15	3.96
20	17.5	4.065
27	22.5	4.245
30	22.5	4.245

El porcentaje de mortalidad es directamente proporcional a los días después de aplicado, a partir del día 5 se presenta la primera larva parasitada mientras que a partir de los 27 días el porcentaje de mortalidad ya no aumenta.

Se observa la regresión probit generada para el cálculo del tiempo letal 50 (TL50) para la dosis recomendada en el análisis post-ANDEVA (figura 23).

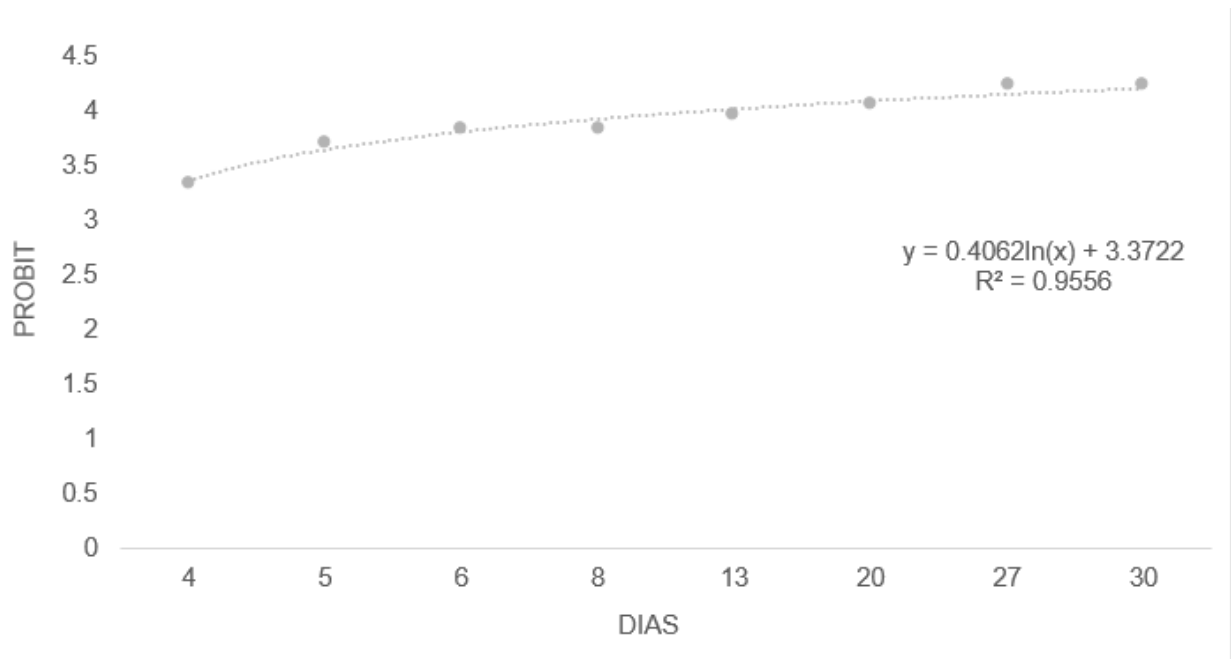






Figura 23. Regresión para el cálculo de tiempo letal 50 (TL50) de la dosis 2.5×10^{14} .

Se calculó el tiempo letal 50 (TL50) para la dosis recomendada por la prueba de medias, de la regresión probit se obtuvo la ecuación donde el valor de “y” fue sustituido por el valor probit del 50 % dando como resultado un tiempo medio de 35 días para que *M. anisopliae* parasite al 50 % de las larvas de *P. parvisetis*.

2.6.4 Descripción de las características que identifican a las larvas parasitadas

El proceso de parasitación consta de 3 fases, adhesión y germinación de la espora en la cutícula del insecto, penetración dentro del hemocoele y desarrollo del hongo que resulta en la muerte del insecto, el hongo provoca en el insecto síntomas como convulsiones, carencia de coordinación y comportamientos alterados (Cañedo 2004) (cuadro 18).

Cuadro 18. Descripción de larvas parasitadas.

Días después de muerta	Signos	Foto
2-3 días	En la primera etapa la larva toma una consistencia más sólida y al olerla se puede percibir un olor a húmedo.	
4-6 días	En esta etapa las hifas del hongo empiezan a salir sobre los orificios de la larva.	
6-7 días	La larva es envuelta totalmente por las hifas del hongo, la larva está rodeada por una capa blanca la cual se empieza a volver verde por la esporulación del hongo.	
8-10 días	Finalmente el hongo esporula por completo y la larva es cubierta por una capa verde del hongo ya esporulado.	

Los signos pueden variar en aparecer dependiendo de la temperatura y humedad de la cámara húmeda, así mismo todas las cepas presentan un distinto ciclo dependiendo de su virulencia.

Todas las larvas que manifestaron esos signos fueron las larvas que se tomaron en cuenta como parasitadas.

2.6.5 Análisis económico

La producción de *M. anisopliae* cepa sasafe en el laboratorio de hongos entomopatógenos para el mes de agosto del ingenio Santa Ana (cuadro 19) donde se ve que el costo de 20 kg de hongo a una concentración de 5.5×10^9 tiene un costo de Q. 25.70

Cuadro 19. Producción de *M. anisopliae* cepa sasafe mes de agosto.

Mes	Bolsas producidas	Conidios/gr	Peso seco (gr)	Viabilidad	Dosis	Peso de la dosis	Costo de producción de la dosis (Q.)
Agosto	1,600	5.5×10^9	220	97 %	5×10^{12}	20 Kg	25.70

Se observan los costos para cada una de las dosis si se quisiera aplicar este hongo para el control de *Phyllopagea parvisetis* en una hectárea de terreno (cuadro 20) dos de estas dosis fueron encontradas mediante el análisis probit siendo estas DL50 y DL90, mientras que la DL 22.5 fue la dosis mayor que se obtuvo a nivel de laboratorio, se observa que la dosis letal 22.5 y la dosis letal 50 (DL50) tienen un costo mucho menor que la dosis letal 90 (DL90) pero el control no sería el mismo.

Cuadro 20. Costo de las dosis si se aplicara en 1 hectárea de terreno.

Dosis	Concentracion/ha	kg de <i>Metarhizium</i>	Costo (Q)/ha
DL 22.5	2.50×10^{14}	46.84	60.19
DL 50	2.71×10^{14}	50.77	65.24

Se estableció que ninguna de las dosis del hongo entomopatógeno evaluado sobrepasa el precio del insecticida químico que es de Q350.00 por hectárea así que el uso de este hongo reduciría los costos del control de la plaga de *Phyllophaga*.

2.7 CONCLUSIONES

1. Las larvas y adultos utilizados en la investigación correspondieron a la especie *P. parvisetis*.
2. Se determinó que el porcentaje de parasitismo para cada una de las dosis (2.5×10^{14} , 1×10^{14} , 5×10^{13} , 2.5×10^{13} , 1.25×10^{13} conidios/ha) fue de 22.5 %, 12.5 %, 7.5 %, 2.5 % y 0 % respectivamente, mediante el análisis de comparación de medias se determinó que la dosis de 2.5×10^{14} conidios/ha mostró diferencias significativas a comparación de las demás dosis.
3. Se determinó que la dosis letal 50 (DL50) de *M. anisopliae* cepa sasafe para el control de larvas de gallina ciega es de 2.71×10^{14} conidios/ha.
4. Se determinó que el tiempo en laboratorio para controlar el 50 % de la población de *P. parvisetis* con *M. anisopliae* es de 35 días.
5. Mediante la observación se determinó que las larvas parasitadas por *M. anisopliae* cepa sasafe presentan características particulares como son la formación de una capa verde alrededor de la larva, olor a húmedo y endurecimiento de la larva.
6. Mediante el análisis económico realizado se estableció que el uso de *M. anisopliae* cepa sasafe a una dosis de 2.71×10^{14} conidio por hectárea reduce en Q. 284.75 los costos para el control de la plaga de gallina ciega.

2.8 RECOMENDACIONES

1. Realizar pruebas a nivel de laboratorio con dosis más altas para ver si se obtiene un mayor parasitismo.
2. Someter a un proceso de revigorización a la cepa sasafe para aumentar su nivel de parasitismo y virulencia y replicar el experimento.

2.9 BIBLIOGRAFÍA

1. Alemán, M. 1997. Evaluación de nueve cepas del hongo entomopatógeno *Metarhizium anisopliae* para el control de chinche salivosa *Aenolamia* sp. bajo condiciones controladas. Tesis Ing. Agr. Guatemala, USAC, Facultad de Agronomía. 65 p.
2. BANGUAT (Banco de Guatemala, Guatemala). 2020. Ingreso de divisas por exportaciones (en línea). Guatemala. Disponible en <http://www.banguat.gob.gt/inc/ver.asp?id=estaeco/bc/bc03.htm&e=143497>
3. Calvo, J; Vargas, J; Araya M. 2016. Control químico de *Phyllophaga* en caña de azúcar (*Saccharum officinarum*). México, Asociación de Técnicos Azucareros de México (ATAM) / Asociación de Técnicos Azucareros de Latinoamérica y del Caribe (ATALAC). p. 1-3. Disponible en https://www.researchgate.net/publication/308098656_CONTROL_QUIMICO_DE_Phyllophaga_EN_CANA_DE_AZUCAR_Saccharum_officinarum
4. CAÑAMIP (Manejo Integrado de Plagas en la Caña de Azúcar, Guatemala). 2000. Plagas de la raíz en caña de azúcar. Boletín CAÑAMIP no. 2:s.p.
5. Cano, EB; Monzón, J; Schuster, JC. 2000. Las "gallinas ciegas" y los "ronrones" del género *Phyllophaga* (Coleoptera: Scarabaeidae) en Guatemala: Diversidad, endemismo e importancia agrícola. Revista de la Universidad del Valle de Guatemala 9:19-24.
6. Cañedo, V. 2004. Manual de laboratorio para el manejo de hongos entomopatógenos. (en línea). Perú. Consultado 27 set. 2019. Disponible en <http://cipotato.org/wp-content/uploads/2014/09/AN65216.pdf>
7. Castillo Zeno, S. 2006. Uso de *Metarhizium anisopliae* para el control biológico del salivazo (*Aeneolamia* spp. y *Prosapia* spp.) en pastizales de *Brachiaria decumbens* en El Petén, Guatemala (en línea). Tesis MSc. Costa Rica, CATIE. 78 p. Disponible en http://repositorio.bibliotecaorton.catie.ac.cr/bitstream/handle/11554/4543/Uso_de_Metarhizium_anisopliae.pdf;jsessionid=FB086C355846A30AFA917EF4C9EE32AC?sequence=1
8. CATIE, Costa Rica. 1988. *Metarhizium anisopliae* (en línea). Costa Rica. Disponible en orton.catie.ac.cr/repdoc/A0748e/A0748e.pdf, octubre 2011
9. CENGICANA (Centro Guatemalteco de Investigación y Capacitación de la Caña de Azúcar, Guatemala). 2016. Informe anual 2016-2017. Guatemala. 198 p.

10. CENGICAÑA (Centro Guatemalteco de Investigación y Capacitación de la Caña de Azúcar, Guatemala). 2012. El cultivo de la caña de azúcar en Guatemala. Melgar, M.; Meneses, A.; Orozco, H.; Pérez, O.; y Espinosa, R. (eds.). Guatemala, Artemis Edinter. 512 p.
11. CENGICAÑA. (Centro Guatemalteco de Investigación y Capacitación de la Caña de Azúcar). 2017. Guía de buenas prácticas agrícolas en caña de azúcar (en línea). Guatemala. Consultado 29 set. 2019. Disponible en <https://cengicana.org/files/20170425171748989.pdf>
12. Gómez, P; Mendoza, J. 2004. Guía para la producción de *Metarhizium anisopliae*. (en línea). Ecuador. Consultado 27 set. 2019. Disponible en <https://cincae.org/wp-content/uploads/2013/05/Producci%C3%B3n-Metarhizium-anisopliae-Publicaci%C3%B3n-T%C3%A9cnica-N%C2%B05.pdf>
13. Guagliumi, P. 1962. Las plagas de la caña de azúcar en Venezuela. Maracay, Venezuela, Ministerio de Agricultura y Cría, Centro de Investigaciones Agronómicas. Tomo 1, 482 p. (Monografía no. 2).
14. Gutiérrez de Gerardino, A. 1984. Métodos para determinar la dosis mediana efectiva en ensayos biológicos. Bogotá, Colombia, ICA. 102 p.
15. King, AB. 1994. Biología e identificación de *Phyllophaga* de importancia económica en América Central. In Seminario taller centroamericano sobre biología y control de *Phyllophaga* spp. (Costa Rica). Memoria. Costa Rica, CATIE. p. 33-43.
16. Márquez, J. 2012. Manejo integrado de plagas. In El cultivo de la caña de azúcar en Guatemala. Guatemala, CENGICAÑA. p. 203-231.
17. Márquez, J; López, E. 2002. Nivel de daño económico para las plagas de importancia en caña de azúcar y su estimación con base en un programa diseñado por CENGICAÑA. Boletín CañaMIP no. 19, 9 p.
18. Márquez, JM; Barrios, CO; Hidalgo, HH. 2002. Identificación de especies de gallina ciega del género *Phyllophaga*, en tres sitios de la zona cañera de Guatemala. En: Memoria de presentación de resultados de investigación, Zafra 2001-2002. Guatemala, CENGICAÑA. p. 47-53.
19. Márquez, JM; Ralda, G. 2005. Efecto de gallina ciega (*Phyllophaga* spp.) y gusano alambre (*Dipropus* spp.) sobre el rendimiento de caña de azúcar en Guatemala. En: Memoria de presentación de resultados de investigación, Zafra 2004-2005. Guatemala, CENGICAÑA. p. 67-72.
20. Miller, T. 1994. Bioassay in insect toxicology (Ent 128). Lecture 2. Riverside, USA, University of California. 2002. URL: <http://insects.ucr.edu/ento128/bioassay.html>

21. Moya López, AJ. 2019. Introducción a la toxicología: Aspectos básicos. España, Universidad de Jaén. p. 10-13. Disponible en http://www4.ujaen.es/~ajmoya/material_docente/Tema1.pdf
22. Ocaña, FM. 2014. Manual de estadística aplicada. 2 ed. Granada, Ediciones Sider. p. 45-46.
23. Peace Corps, USA. 2009. Análisis de costo (en línea). *In* Diseño sistemático de proyectos: Manual para voluntarios. Boston, USA. Disponible en <http://www.ces.iisc.ernet.in/energy/HC270799/HDL/spanish/pc/r044bs/r044bs09.htm#an%C3%A1lisis%20de%20costo>
24. Pedigo, L. 2009. El texto mundial de MIP: Umbrales económicos y niveles de daño económico. Estados Unidos de Norteamérica, Universidad de Minnesota. P. 3-4. Disponible en <http://agro.unc.edu.ar/~zoologia/ARCHIVOS/UEy%20NDE%20pedigo.pdf>
25. PNUD (Programa de las Naciones Unidas para el Desarrollo, Guatemala). 2016. Informe nacional de desarrollo humano, 2016: Más allá del conflicto, luchas por el bienestar. Guatemala. Consultado 17 set. 2018. Disponible en http://desarrollohumano.org.gt/wp-content/uploads/2016/04/INDH16_Resumen_ejecutivo_digital_FINAL.pdf
26. Ramírez Salinas, C. 2000. El complejo "gallina ciega" (Coleóptera: Melolonthidae) en el cultivo de maíz, en El Madronal, municipio de Amatenango del Valle, Chiapas, México. Acta Zoológica Mexicana no. 79. Disponible en http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0065-17372000000100003
27. SAG (Secretaría de Agricultura y Ganadería, Honduras). 2014. Cadena agroalimentaria caña de azúcar gallina ciega (*Phyllophaga*) (en línea). Honduras. Consultado 30 set. 2018. Disponible en: pronagro.sag.gob.hn/dmsdocument/296
28. SIB (Super Intendencia de Bancos, Guatemala). 2016. Sector azucarero. Guatemala. p. 1-18.
29. Toapanta Valencia, LD. 2005. Efecto de la aplicación de *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae* para el control de *Phyllophaga* spp. y *Aeolus* spp. en cultivo de camote (*Ipomoea batatas*). Tesis Ing. Agr. Honduras, Escuela Agrícola Panamericana El Zamorano. p. 6-10. Disponible en <https://bdigital.zamorano.edu/bitstream/11036/5268/1/CPA-2005-T087.pdf>
30. Universidad Autónoma de Ciudad Juárez, México. 2012. Introducción a las plagas. México. p. 1-3.

31. Universidad de Sevilla, España. 2007. Umbral económico de daño (U.E.D.) y umbral económico (U.E.) (en línea). España, Universidad de Sevilla, Open Course Ware. Disponible en http://ocwus.us.es/produccion-vegetal/sanidad-vegetal/tema_16/page_03.htm





CAPÍTULO III

**SERVICIOS REALIZADOS EN EL DEPARTAMENTO TÉCNICO AGRÍCOLA DEL
GRUPO CORPORATIVO SANTA ANA, ESCUINTLA, GUATEMALA C.A..**

3.1 PRESENTACIÓN

Según el centro Guatemalteco de Investigación y Capacitación de la caña de azúcar CENGICAÑA (2012) en Guatemala para el año 1980 se sembraron aproximadamente 67 mil hectáreas de caña de azúcar, para el año 2019 se sembraron aproximadamente 268 mil hectáreas convirtiéndose un uno de los cultivos más importantes del país siendo el segundo productor de caña a nivel mundial.

Al ser un cultivo con tantas hectáreas cultivadas el Manejo Integrado de Plagas juega un papel importante para su producción, existen plagas como la chinche salivosa (*Aenolamia postica*) que genera pérdidas de 5.83 kg Az/t, por cada adulto por tallo, o la gallina ciega (*phyllophaga sp.*) que se alimenta de las raíces de la planta, una larva por metro cuadrado genera pérdidas de 70.9 kg Az/ha (Márquez 2012).

Para contribuir al Manejo Integrado de Plagas en el cultivo de caña de azúcar se realizaron dos investigaciones.

En la primera investigación se determinó la eficiencia de cuatro ingredientes activos para el control de gallina ciega y conocer si existe alguno que genere mejores resultados en el manejo de la plaga.

En la segunda investigación se generó información de la dosis y tiempo letal 50 del *Isaria fumosorosea* para el control de chinche salivosa (*Aenolamia postica*) y con esto poder integrar al programa de esta plaga la aplicación de un organismo microbiológico ya que Márquez (2012) indica que el uso de organismos biológicos para combatir las plagas no solo reduce los costos de producción si no también reducen los daños ambientales, no causa daño a otros organismos que son benéficos para el cultivo y no existe ninguna restricción de su uso.

.

3.2 Área de influencia

Las actividades que se desarrollaron en el Ejercicio Profesional Supervisado se centraron en el laboratorio de control de calidad y desarrollo de proyectos del departamento Técnico Agrícola del Grupo Corporativo Santa Ana, este laboratorio se encarga de generar nuevas tecnologías para el departamento técnico agrícola realizando investigación en laboratorio y campo apoyado por los demás laboratorios, también se encarga de evaluar la calidad de los productos elaborados por los otros laboratorios.

El laboratorio tiene una temperatura promedio de 28 °C, y se manejan medidas de inocuidad para garantizar la calidad de los ensayos, cuenta con un lugar de almacenamiento que permite asegurar la integridad de los experimentos que se llevan a cabo, el laboratorio también cuenta con refrigeradores para almacenar los hongos entomopatogenos y mantener la cadena en frío, el trabajo también se extendió a la región dos del Grupo Corporativo Santa Ana ubicada en el municipio de Masagua, donde se montaron varios ensayos, esta región tiene una extensión territorial de 3,223.85 ha.

3.3 SERVICIOS PRESTADOS

3.3.1 Determinación de la eficiencia de cuatro ingredientes activos (Thiamethoxam, Clothianidin, Fipronil y Ethiprole) para el control de *P. parvisetis*

3.3.2 Marco conceptual

3.3.2.1 Plagas en la caña de azúcar

Dependiendo del daño que generan al cultivo existen dos tipos de plagas en caña de azúcar, las primarias (chinche salivosa, barrenador del tallo, roedores) y las secundarias (saltón coludo, gallina ciega) (CENGICAÑA 2012).

3.3.2.2 *Phyllophaga parvisetis*

Estas larvas pertenecen al orden coleóptero, familia Scarabeidae, tienen una apariencia blanquecina, con patas, la cabeza suele ser color marrón más oscura que el cuerpo, se alimentan de raíces (rizófagos) y de materia orgánica en descomposición (saprófagos) (SAG 2014).

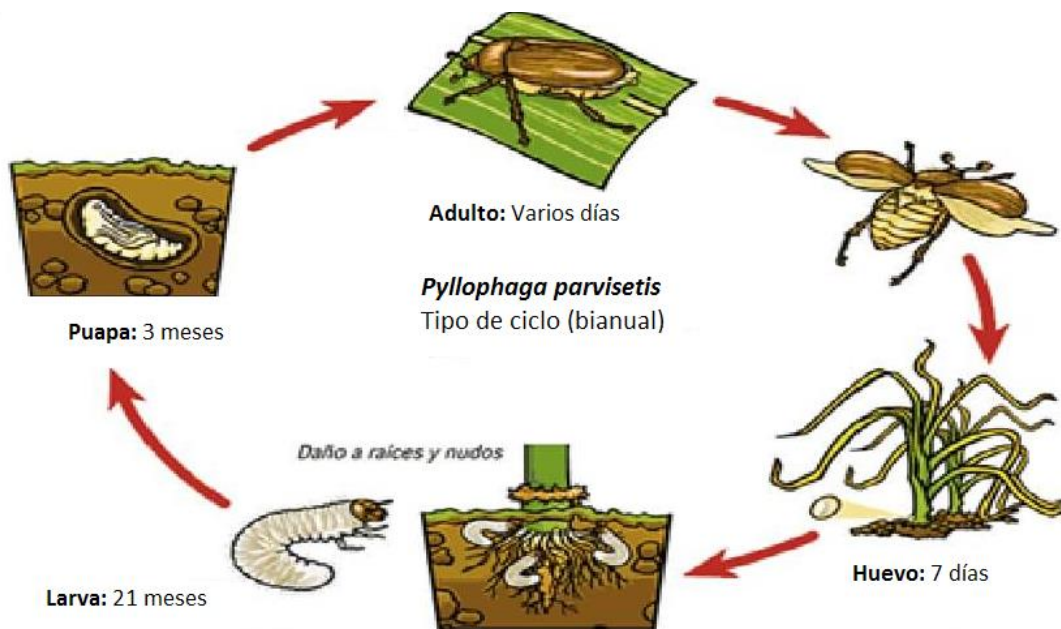
P. parvisetis es considerada una especie de gran importancia debido al gran daño que generan estas larvas, las principales características que presentan estas es que tiene un ráster alargado con palidia irregular, los pali son cortos y encorvados en la punta, tienen una séptula angosta, un palidium con 19 pali a 28 pali, la séptula es amplia en la parte medial, se encuentran desde el nivel del mar hasta los 1,600 m s.n.m. y su ciclo de vida es bianual (King 1994).

A. Ciclo de vida

Según King (1994) el ciclo de esta plaga es bianual (figura 24), los adultos del genero *P. parvisetis* empiezan a aparecer luego de las primeras lluvias del invierno, tras su aparición las hembras buscan un lugar para aparearse, luego de esto vuelan para alimentarse de hojas de árboles altos, la hembra pone hasta 140 huevos durante periodos de hasta 100 días.

Los huevos tienen una conformación ovoide y color blanco, se encuentran en el suelo a una profundidad de 5 cm a 15 cm.

En un periodo aproximado de 21 meses las larvas pasan por tres etapas, en la primera el 75% de las larvas mueren, en la tercera etapa es donde generan daño económico importante, en las especies de ciclo bianual las larvas están presentes todo el año, luego entran en un periodo de diapausa y se transforman en crisálidas, esta etapa dura alrededor de 2 meses donde al cumplirse aparecen los adultos (King 1994).



Fuente: King 1994.

Figura 24. Ciclo de vida de *P. parvisetis*.

B. Daños que ocasiona en el cultivo

Al alimentarse de las raíces de la planta de caña de azúcar limitan la absorción de agua y nutrientes también aceleran la pudrición de las raíces, los lotes afectados por esta plaga presentan plantas con amarillamiento, enanismo y acame de macollas todo esto se refleja en el rendimiento del cultivo (Calvo 2016).

Por cada larva de gallina ciega por m² se pierde 0.62 TM de caña, el índice de daño que genera una larva por m² es de 70.9 kg Az/ha, el umbral económico de *Phyllophaga* es de 10 larvas/m² (Márquez 2012).

3.3.2.3 Métodos de control

A. Cultural

Se recomienda una buena preparación del suelo con arado profundo y uso de rastra con el barbecho prolongado de al menos 15 días, se ha logrado reducir en 73 % las poblaciones de gallina ciega con esta práctica (Márquez 2012).

Las trampas de luz, recorridos nocturnos con la luz del tractor o personal con linternas, en los meses de abril-junio es efectivo para capturar adultos de manera masiva (CENGICAN 2012).

B. Microbiológico

Actualmente se fomenta el control microbiológico utilizando distintas cepas de *Metarhizium anisopliae*, *Beauveria bassiana* y nematodos entomopatógenos del género *Heterorhabditis*, el uso de estos nematodos en dosis de 60 millones/ha, es recomendable para áreas endémicas (Márquez 2012).

C. Químico

Se recomienda control químico en caña soca cuando el umbral sobrepasa las 10 larvas/m² la aplicación se debe realizar en los meses de junio y julio, también se recomienda la aplicación de insecticida granulado o en polvo al realizar la siembra algunas ventajas de esta aplicación son la localización del insecticida donde se necesita protección, niveles bajos de dosificación/ha y menor gasto de insecticida, la protección dura un mes aproximadamente (King 1994).

Según Calvo (2016) existe una gran oferta de productos químicos para el control, se recomienda la identificación de productos efectivos que permitan un manejo racional e integrado de la plaga, con costos viables que permitan reducir pérdida en la producción por esta plaga.

3.3.3 Marco referencial

3.3.3.1 Generalidades

La finca “El Pantanal” pertenece a la región dos del ingenio Santa Ana, está ubicada geográficamente en el municipio de Masagua, departamento de Escuintla, a 15 km de la cabecera departamental de Escuintla, el ensayo se llevó a cabo en el lote 102 debido a sus características de alta infestación de *Phyllophaga* sp.

La finca se encuentra a una altura aproximada de 107 m s.n.m., lo que la ubica en el estrato medio de la zona cañera (CENGICANÁ 2012).

3.3.3.2 Clima

Según la clasificación climática de Köppen, su clima es Tropical de Sabana (aW), tiene dos estaciones, seca y húmeda que tienen casi la misma duración, la época seca empieza en el mes de noviembre y se extiende hasta abril, entre los meses de junio a octubre hay suficiente lluvia, las temperaturas son moderadas con días cálidos, la precipitación pluvial promedio al año es de 2,200 mm anuales (Cabrera 2005).

3.3.3.3 Descripción de los ingredientes activos evaluados

A. Clothianidin

Este ingrediente activo pertenece al grupo químico nicotínico, clorado, tiene una acción herbicida, insecticida, su modo de acción es sistémico, translaminar en las raíces, es recomendado utilizar este ingrediente activo cuando aparecen los primeros daños y se observa presencia de la plaga, el producto comercial utilizado para evaluar este ingrediente activo fue el Dantotsu 50 WG (Arysta 2018).

El mecanismo de acción de Clothianidin es a través de la mimética de la acetilcolina, actúa como agonista sobre el receptor nicotínico de la acetilcolina del sistema nervioso central, primero estimula las membranas postsinápticas y después paraliza la conducción nerviosa bloquea los ganglios en los receptores postsinápticos de los insectos de forma similar a la nicotina, no inhibe la colinesterasa, es un inhibidor de los receptores de la colinesterasa, esto resulta en contracciones, convulsiones y muerte del insecto de una manera rápida (Mondragón 2002).

Este ingrediente activo se utiliza de forma foliar, al suelo o como tratamiento para semillas, en el cultivo de caña ha sido evaluado para el control de chinche salivosa mostrando el efecto más prolongado junto al Ethiprole, pero sin una diferencia estadística significativa (CENGICAÑA 2016).

B. Ethiprole

Este ingrediente activo pertenece al grupo químico fenilpirazol, clorado, fluorado, es usado para el control de insectos chupadores y masticadores, tratamiento de semillas y granos almacenados, el producto comercial utilizado para evaluar este ingrediente activo fue el Curbix 20 SC (Bayer 2019).

El mecanismo de acción de ethiprole es bloquear en las neuronas los canales de cloro regulados por el ácido gama-aminobutírico (GABA), de modo que antagoniza los efectos calmantes del GABA, este mecanismo es similar al del ciclo dienos, este ingrediente activo es efectivo contra insectos resistentes o tolerantes a insecticidas piretroides, organofosfatos y carbamatos (Mondragón 2002).

Según CENGICAÑA (2016) el ethiprole se ha evaluado para el control de chinche salivosa mostrando resultados positivos, pero no una diferencia estadística significativa junto a otros productos.

C. Fipronil

Este ingrediente activo pertenece al grupo químico fenilpirazol, actúa por contacto e ingestión, es utilizado para el control de insectos masticadores, chupadores y minadores en varios cultivos, también es usado como componente activo de antipulgas en animales, el producto comercial utilizado para evaluar este ingrediente activo fue el Pikudo 20 SC (FORAGRO 2020).

Según Mondragón (2002) el Fipronil fue introducido en 1990 y su mecanismo de acción es interrumpir el sistema nervioso central de los insectos, bloquea canales del Ácido y-aminobutírico y glutamato (GluCl) lo que resulta en hiperexcitación en los nervios y músculos, tiene una gran afinidad por el receptor (GABA) de los insectos.

El ingrediente activo Fipronil fue evaluado por la industria cañera para el control de plagas del suelo mostrando buenos resultados a corto plazo, este ingrediente activo consiguió una reducción del 85 % en la población de insectos del suelo, teniendo una diferencia significativa sobre los demás productos que se evaluaron. (CENGICAÑA 2007)

D. Thiamethoxam

Este ingrediente activo pertenece al grupo químico de los nicotinoides, tiene buenas características sistémicas de penetración por la raíz un notable modo de acción por contacto o ingestión, se puede aplicar foliar, en el suelo o como tratamiento de semilla, el producto comercial utilizado para evaluar este ingrediente activo fue el TASK (DISAGRO 2020).

El mecanismo de acción de Thiamethoxam es actuar sobre el sistema nervioso central del insecto causa un bloqueo irreversible de los receptores nicotinérgicos postsinápticos de la acetilona lo que da como resultado la muerte del insecto (Modragón 2002).

El Thiametoxam fue evaluado con productos a base de imidacloprid para el control de ninfas y adultos de chinche salivosa el efecto fue observado sobre el rendimiento de azúcar, siendo evidente la superioridad del Thiamethoxam sobre los productos a base de imidacloprid con 9.7 kg de azúcar más por tonelada de caña, el ingrediente activo mostro tener un largo periodo residual (CENGICAÑA 2015).

3.3.4 OBJETIVOS

3.3.4.1 General

Determinar la eficiencia de cuatro ingredientes activos (Thiamethoxan, Clothianidin, Fipronil y Ethiprole) para el control de *P. parvisetis*.

3.3.4.2 Específicos

1. Determinar la dinámica poblacional de gallina ciega para cada tratamiento.
2. Determinar el ingrediente activo más eficiente en el control de gallina ciega.
3. Elaborar un cálculo del costo para cada uno de los tratamientos.

3.3.5 HIPÓTESIS

El ingrediente activo Ethiprole aplicado a 2 l/ha será más eficaz para el control de larvas de *P. parvisetis* y lograra más días de control debido a que este ingrediente activo es efectivo contra insectos resistentes o tolerantes a insecticidas piretroides, organofosfatos y carbamatos.

3.3.6 METODOLOGIA

3.3.6.1 Determinación la dinámica poblacional y días de control de cada ingrediente activo sobre la población de *P. parvisetis*.

A. Unidad experimental

La unidad experimental estuvo compuesta por 10 surcos de caña con una longitud de 20 metros lineales cada uno, el área total de esta unidad fue de 360 m².

B. Descripción de los tratamientos

Se utilizaron 4 ingredientes activos, la dosis que se utilizo fue la recomendada por la casa comercial, también se utilizó un testigo para la investigación (cuadro 21).

Cuadro 21. Descripción de los tratamientos.

Tratamiento	Ingrediente activo	Nombre comercial	Dosis
1	Clothianidin	Dantotsu 50 WG	400 g/ha
2	Thiamethoxam	Task	600 gr/ha
3	Fipronil	Pikudo 20 SC	0.5 l/ha
4	Ethiprole	Curbix 20 SC	2l/ha
5	Testigo	-	-

C. Diseño experimental

El diseño experimental utilizado fue el de Bloques al azar la gradiente de variabilidad fue la infestación /m², con 4 tratamientos de ingredientes activos de 6 bloques (repeticiones), y un testigo de 4 bloques (repeticiones) debido a las limitantes de área los dos datos faltantes para el testigo se estimaron mediante el método de promedios, para un total de 28 unidades experimentales, cada unidad experimental tendrá un área 360 m², por lo cual el área total que se utilizó para montar el ensayo fue de 1.08 hectáreas, se dejó un surco de por medio a lo largo y un metro a lo ancho entre cada tratamiento para evitar el traslape cuando se aplicaron los ingredientes activos.

D. Condiciones de la aplicación

La aplicación se realizó en el lote 102 de la finca en pantanal debido a su alta infestación de larvas de gallina ciega (cuadro 22).

Cuadro 22. Condiciones de la aplicación.

Finca	El Pantanal
Lote	102
Variedad	CG-98-78
Edad a la aplicación	160 días
Volumen de calibración	400 l/ha

E. Aleatorización de los tratamientos

Se realizó un muestreo ocho días antes de la aplicación, con el objetivo de conocer las poblaciones de gallina ciega en cada una de las unidades experimentales propuestas.

Teniendo estas poblaciones se clasificaron en orden descendente (de mayor a menor) y se distribuyeron los cinco tratamientos en 6 bloques (repeticiones) (cuadro 38A), posteriormente se realizó la distribución espacial de las unidades experimentales en campo (figura 25).



Figura 25. Croquis del experimento.

F. Calibración del equipo y aplicación de los tratamientos

Se calibro a un volumen de 400 l/ha, utilizando bombas Jacto donde se determinó que la cantidad de agua a utilizada en cada unidad experimental fue de 14.4 litros, se realizó una calibración por diferencia de volumen para calibrar el paso de los aplicadores y así aplicar la cantidad requerida por unidad experimental.

Luego de realizar la calibración se midió la cantidad de insecticida para cada tratamiento y se aplicó en cada unidad experimental, las bombas se lavaron con jabón entre la aplicación de cada tratamiento.

G. Determinación de la dinámica poblacional

Para determinar la dinámica poblacional se realizaron 3 muestreos, uno antes de aplicar los tratamientos y dos luego de haber aplicado los tratamientos, el primero a los 7 días después de aplicado y el segundo a los 21 días después de aplicado.

Los muestreos se realizaron excavando un agujero de 0.8 m de ancho, 0.9 m de largo y 0.20 m de profundidad, se realizaron en el centro del surco cuatro y cinco de cada unidad experimental, se llenaron boletas de muestreo (figura 35A) que posteriormente sirvieron para elaborar la gráfica de dinámica poblacional.

3.3.6.2 Determinación del ingrediente activo más eficiente en el control de gallina ciega.

A. Análisis de la varianza y prueba múltiple de medias

Mediante el programa estadístico infostat se realizó un análisis de la varianza para conocer el comportamiento de los datos, se realizó una prueba múltiple de medias DMS de Fisher para concluir con los datos.

3.3.6.3 Elaborar un cálculo del costo para cada una de los tratamientos

Se elaboró una tabla del costo de cada tratamiento para aplicarlo en una hectárea y se realizó una comparación beneficio/costo.

3.3.7 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.3.7.1 Determinación de la dinámica poblacional y días de control de cada ingrediente activo sobre la población de *P. parvisetis*

Con los muestreos realizados se obtuvieron los datos del promedio de larvas/m² de cada tratamiento a lo largo de los tres muestreos que se realizaron (figura 26).

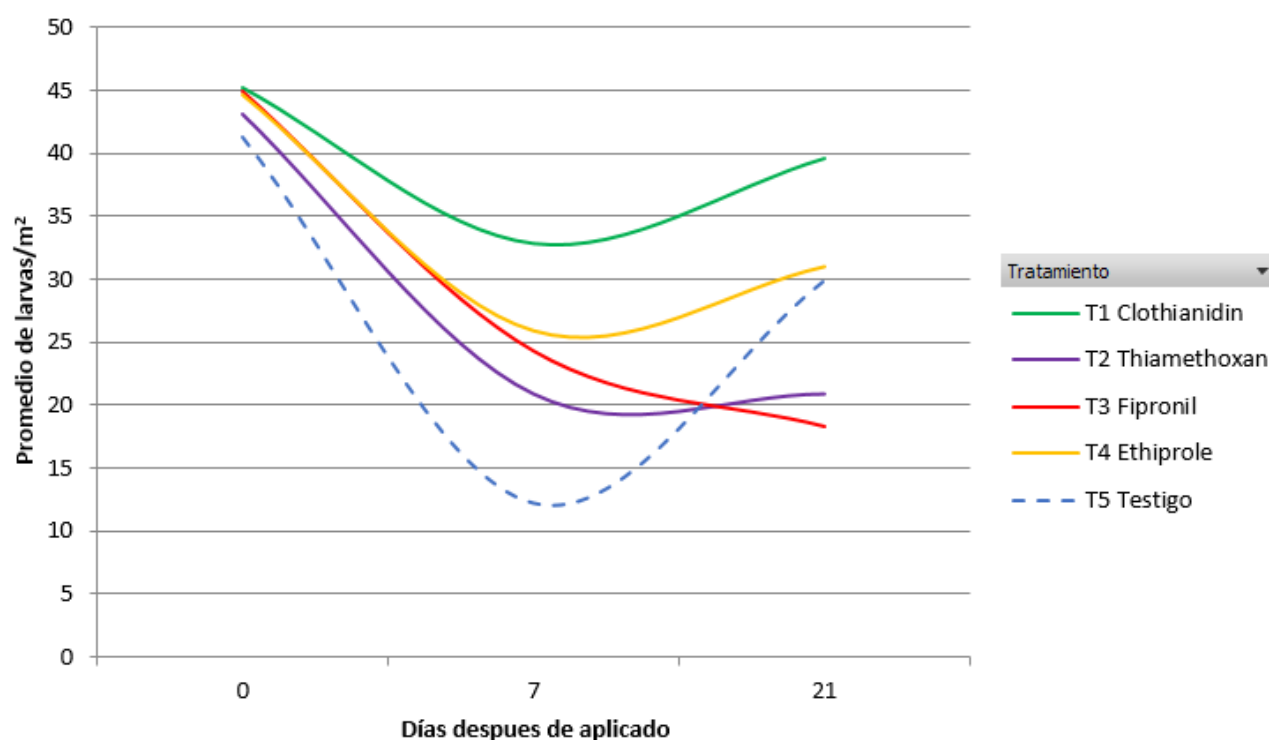


Figura 26. Dinámica poblacional de *P. parvisetis* a lo largo del experimento.

En el primer muestreo realizado antes de la aplicación de los productos se observa que las medias de todos los tratamientos son similares, esto demuestra que todos los tratamientos fueron distribuidos en unidades experimentales con el mismo nivel de infestación, esto indica que el bloqueo a partir de la densidad larval se realizó satisfactoriamente asegurando que

todos los tratamientos estuvieran compitiendo en igualdad de condiciones para lograr resultados representativos.

El segundo muestreo se realizó a los 7 días después de la aplicación, se observa que todos los tratamientos tuvieron una baja en la densidad poblacional de *P. parvisetis* esto pudo haber sido por el azar de los puntos muestreados del tratamiento testigo o por las lluvias ya que los días previos al muestreo llovió al menos una vez, Márquez (2012) indica que, si hay demasiada agua, las larvas del género *Phyllophaga* pueden correr el riesgo de perecer por ahogamiento cuando el suelo se inunda, aun así se observa que los ingredientes activos que tuvieron mejor control en este muestreo fueron en Fipronilil y Thiamethoxam.

El tercer muestreo se realizó a los tres a los 21 días después de aplicado se observa con más claridad la eficiencia de los productos químicos Fipronil y Thiamethoxam ya que en este muestreo las poblaciones del testigo, Clothianidin y Ethiprole empezaron a incrementar, por lo que estos dos ingredientes activos solo lograron 7 días de control sobre la plaga, el ingrediente activo que mejor controló esta plaga fue el Fipronil con un 59 % de eficiencia respecto a las poblaciones iniciales, el segundo mejor ingrediente activo fue el Thiaethoxam con un 51 % de eficiencia comparando el efecto con las poblaciones iniciales.

3.3.7.2 Determinación del ingrediente activo más eficiente en el control de gallina ciega.

A. Análisis de la varianza y prueba múltiple de medias

Se presenta la gráfica de la distribución de los datos para la variable de larvas/m² (figura 27) para conocer si el experimento cumple con el supuesto de normalidad.

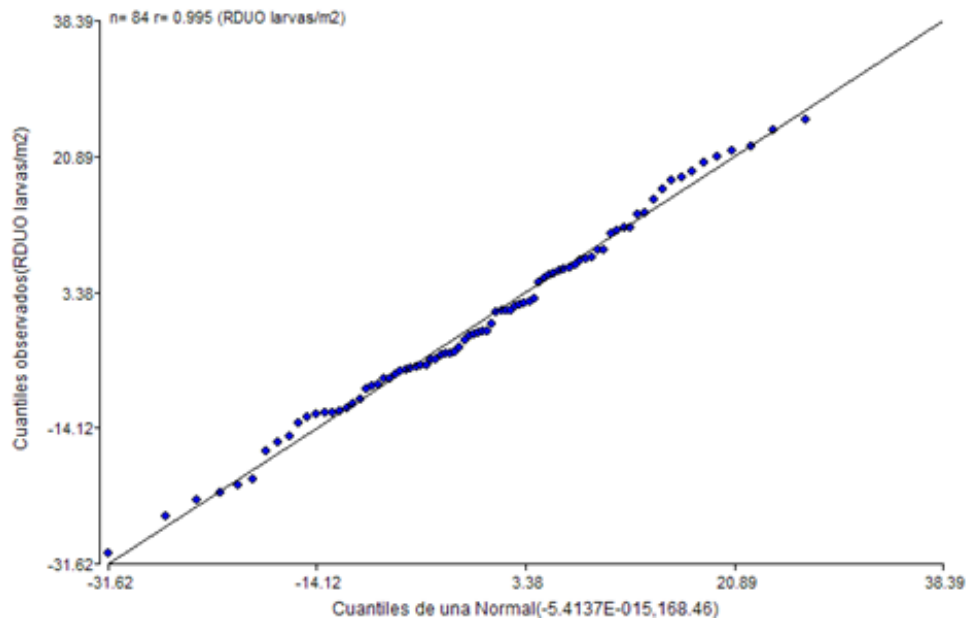


Figura 27. Gráfica de normalidad.

Se observó que la gráfica sigue una distribución normal, por lo tanto, los datos de larvas/m² cumplen con este supuesto, y tienen una tendencia homogénea. Por lo que se efectuó una ANDEVA para conocer si existe un tratamiento significativamente diferente (cuadro 23).

Cuadro 23. Análisis de la varianza.

FV.	G.L	SC	CM	F	p-Valor	Significancia
Modelo	37	18607.21	502.90	2.22	0.0054	*
Tratamiento	4	1604.59	401.15	0.99	0.4343	
Tratamiento>bloque	23	9349.74	406.51	1.79	0.0557	
Muestreo	2	6343.34	3171.67	13.99	<0.0001	*
Tratamiento*Muestreo	8	1309.53	163.69	0.72	0.670	
Error	46	10425.39	226.64			
Total	83	29032.60				

En cuanto a los tratamientos se observa que no existe ninguna diferencia significativa entre ellos por lo que no se realizó una prueba múltiple de medias para los tratamientos.

El análisis efectuado determino que el muestreo presenta una interacción en la investigación lo que quiere decir que el número de larvas/m² cambia significativamente según el número de muestreo, esto lo confirma la prueba múltiple de medias (Tukey) sobre las muestras (cuadro 24).

Cuadro 24. Prueba de comparación de medias Tukey.

Muestreo	Media	Literal
2	24.01	A
3	27.78	A
1	44.04	B

La prueba múltiple de medias nos indica que los ingredientes activos generaron un efecto de control en las poblaciones de gallina ciega ya que los muestreos 2 y 3 poseen una diferencia significativa positiva respecto al primer muestreo cuando no se había aplicado ningún producto.

3.3.7.3 Cálculo del costo para cada una de los tratamientos

Se observan los costos para cada una de las dosis si se quisiera aplicar alguno de los ingredientes activos evaluados en una hectárea de terreno (cuadro 25).

Cuadro 25. Costo de los ingredientes activos.

Ingrediente activo	Producto comercial	Dosis utilizada	Costo/ha (Q.)
Clothianidin	Dantotsu 50 WG	400 g/ha	150.00
Thiamethoxam	Task	600 gr/ha	500.00
Fipronil	Pikudo 20 SC	0.5 l/ha	175.00
Ethiprole	Curbix 20 SC	2l/ha	200.00
Testigo	-	-	-

Se estableció que los insecticidas que generan más días de control son el Fipronil y el Thiamethoxam, teniendo los dos 21 días de control sobre la plaga, el efecto de los dos fue muy similar por lo que se recomienda el ingrediente activo Fipronil por su menor costo.

3.3.8 CONCLUSIONES

1. Se determinó mediante la dinámica poblacional que los ingredientes activos que generan más días de control sobre la población de gallina ciega son el Thiametoxam y Fipronil con 21 días de control.
2. Ninguno de los ingredientes activos generó una diferencia significativa para el control de gallina ciega.
3. Se elaboró un cuadro de costos donde se concluyó que la mejor opción para aplicar es el Fipronil ya que es el ingrediente que tiene menor costo de los dos que generaron más días de control sobre las larvas.

3.3.9 RECOMENDACIONES

1. Utilizar el ingrediente activo Fipronil a una dosis de 0.5 l/ha para reducir las poblaciones de gallina ciega.
2. Replicar el ensayo realizando muestreos posteriores a los 21 días de la aplicación para conocer cuántos días más de control pueden generar el Fipronil y Thiamethoxam.
3. Realizar un ensayo utilizando distintas dosis de Fipronil y Thiamethoxam.

3.3.10 Dosis letal 40 de *Isaria fumosorosea* para el control de huevos de chinche salivosa (*Aenolamia postica*).

3.3.11 Marco conceptual

3.3.11.1 *Aenolamia postica*

Este insecto pertenece al orden Hemíptero, presenta un fondo de color negro con dos líneas transversas de color anaranjado pálido y una línea anaranjada en forma de “v” en los hombros, mide entre 6 mm a 8 mm de largo (Thompson y León 2005).

Los adultos cuentan con un aparato bucal masticador-chupador con el que se alimentan del xilema de una gran variedad de plantas gramíneas entre estas la caña de azúcar, tanto ninfas como adultos utilizan su estilete para elaborar túneles de alimentación, las hembras pueden poner de 40 a 100 huevos en un lapso de 10 días, de las plagas que afectan el follaje esta especie es la de mayor abundancia con 96 % de incidencia (CENGICANA 2012).

3.3.11.2 Ciclo de vida

Según Thompson y León (2005) su metamorfosis es incompleta con tres estados de desarrollo: huevo, ninfa y adulto.

Los huevos se depositan cerca de las raíces de las plantas a una profundidad de 1 cm a 2 cm o en la superficie del suelo, en condiciones de alta humedad los huevos eclosionan en 12 días a 18 días, en condiciones de poca humedad la eclosión puede tardar varios meses, los huevos presentan un color crema y su forma es oval, su ancho aproximado es de 8 mm.

Las ninfas al momento de emerger se refugian en las partes húmedas y con sombra de la planta, se empiezan a alimentar de la raíz, en los rebrotes y estolones, las ninfas pasan por cinco etapas en un periodo promedio de 45 días, durante todo su estado ninfal produce una

espuma secretada por las glándulas de Batelli que la recubren, esta espuma está compuesta por el exceso del líquido que succionan del xilema de la planta y cumple con una función de hidratación y protección ante el ataque de enemigos naturales (Thompson y León 2005).

Al alcanzar su estado adulto los insectos migran hacia el follaje de la planta, el adulto presenta inicialmente una coloración blanca y permanece inmóvil durante varias horas dentro de la espuma, cuando su cuerpo entra en contacto con el aire las alas y el cuerpo van adquiriendo su color normal (CENGICAÑA 2012).

3.3.11.3 Daños que ocasiona en el cultivo

Aenolamia postica cuenta con un aparato bucal masticador-chupador con el que inyecta enzimas y aminoácidos destruyendo los cloroplastos de las hojas, el sistema vascular se ve obstruido por lo que la savia no puede recorrer las hojas, lo que resulta en la quemadura de la hoja, esta plaga disminuye el crecimiento, maduración de la planta, también reduce la tasa fotosintética, acorta los entrenudos y aumenta la cantidad de fibra (SAG 2014).

Cada adulto por tallo de chinche salivosa puede generar pérdidas que alcanzan los 8.21 TCH de caña y 5.83 kg Az/t. (CENGICAÑA 2012).

3.3.11.4 Control de huevos diapáusicos

Según Márquez (2012) para tener éxito en el manejo de esta plaga lo es importante la reducción de la población de huevos diapáusicos mediante programas de control cultural y microbiológico.

A. Cultural

Después del corte de la caña de azúcar se recomienda realizar una secuencia básica de labores mecanizados que ayuda a la reducción de poblaciones de huevos, se recomienda el paso de la rastra sanitaria, el rodillo de púas, descarte, desaporque y mantenimiento a los drenajes de los lotes que se anegan en época lluviosa, con estas labores se logra una reducción del 60 % de huevos diapáusicos (CENGICAÑA 2012).

B. Microbiológico

Como parte del control microbiológico de huevos de chinche salivosa se recomienda el uso del hongo entomopatógeno *Isaria fumosorosea*, este hongo tiene la capacidad de parasitar huevos de *Aenolamia postica*, su ciclo de infección dura entre 5 y 7 días (Gandarilla 2017).

3.3.11.5 Mecanismo de infección de los hongos entomopatógeno

Según Castillo (2016) el mecanismo de infección de los hongos entomopatógeno, se divide en 3 etapas, la primera donde ocurre la adhesión y germinación de la espora en la cutícula insecto, el tiempo del proceso de germinación depende de las condiciones de humedad y temperatura.

En la segunda etapa el hongo genera una degradación enzimática en la cutícula del insecto, por la presión producida por el tubo germinativo la hifa penetra el hemocele.

En la etapa final el hongo se desarrolla dentro del insecto produciendo micotoxinas en el cuerpo del insecto lo que resulta en la muerte del insecto.

3.3.11.6 Determinación de Dosis letal (DL) y tiempo letal (TL)

La dosis letal (DL) y el tiempo letal (TL) son utilizadas para conocer la cantidad de un producto que se necesita para matar cierta cantidad de individuos de una población y el tiempo en que lo hará.

Para determinar las dosis y tiempos letales se debe realizar una curva de toxicidad que relaciona las dosis utilizadas en el ensayo con el porcentaje de mortalidad que generan a lo largo del tiempo (Gutiérrez 2008),

3.3.12 Marco referencial

3.3.12.1 Generalidades

El ensayo se realizó en el laboratorio del departamento de control de calidad y desarrollo de proyectos del Grupo Corporativo Santa Ana, a una temperatura aproximada de 21 °C con todas las medidas de inocuidad necesarias para un buen manejo del experimento.

3.3.12.2 *Isaria fumosorosea* cepa BISA 01 - 2013

Esta cepa es producida por el laboratorio de hongos entomopatógeno del Grupo Corporativo Santa Ana entre, presenta un micelio tabicado, conidióforos verticilados, células conidiógenas con un cuello estrecho donde nacen las conidias ovoides, hialinas unicelulares, desarrollándose en sucesión basipétala, al reproducirla en un medio de cultivo presentan micelio levantado de color blanco, tornándose rosado liláceo cuando madura su aspecto es polvoriento granular (Gómez, Zapata y Tenorio 2014).

Esta cepa ha sido evaluada dentro del laboratorio de control de calidad del Grupo Corporativo Santa Ana se realizó una prueba de patogenicidad sobre larvas de *Phyllophaga* a una dosis de 9.5×10^9 Conidios/ml donde se determinó que este hongo no genera

parasitismo sobre estas larvas, también se realizó una prueba de patogenicidad sobre huevos de *Diatraea crambidoides* donde se determinó que a una dosis de 8.96×10^8 Conidios/ml generan un parasitismo del 75 % de los huevos (Ruiz 2018).

3.3.13 Objetivos

3.4.3.1 General

Evaluar cinco dosis del hongo entomopatógeno *I. fumosorosea* cepa BISA 01 - 2013 para el control de huevos de *Aenolamia postica*.

3.3.13.2 Específicos

1. Determinar el porcentaje de parasitismo de larvas por cada una de las dosis (1×10^{14} , 5×10^{13} , 2.5×10^{13} , 1.25×10^{13} y 6.26×10^{12} conidios/ha) y determinar la dosis letal 50 (DL50) del hongo entomopatógeno *I. fumosorosea* cepa BISA 01 - 2013 para el control de larvas *A. postica*.
2. Determinar el tiempo letal para la mejor dosis 50 (TL50).
3. Describir las características que identifican a los huevos parasitados por *I. fumosorosea*
4. Elaborar un cálculo del costo para cada una de las dosis de *M. anisopliae* (1×10^{14} , 5×10^{13} , 2.5×10^{13} , 1.25×10^{13} y 6.26×10^{12} conidios/ha).

3.3.14 Hipótesis

El tratamiento 1×10^{14} conidios/ha de *I. fumosorosea* generará mayor parasitismo sobre las larvas de *A. postica*, así mismo será el tratamiento que generará el parasitismo en un menor tiempo debido al mayor número de conidios/ml, estos colonizarán más rápido y segregarán más toxinas sobre su hospedero.

3.3.15 Metodología

3.3.15.1 Determinación del porcentaje de parasitismo y dosis letal 50 (DL50)

A. Obtención de los huevos de *A. postica*

Para la obtención de huevos se buscó un lote con registros previos de alta infestación de chinche salivosa donde se recolectó tierra desde la capa superficial a 10 cm de profundidad que es el rango donde habitan los huevos.

El suelo fue pasado por cuatro tamices de 32 mesh, 35 mesh, 48 mesh y 60 mesh, el residuo que quedó en el último tamiz se colocó en un embudo de decantación con solución salina al 25 % dejándolo reposar por 10 minutos, el lodo que quedó al fondo del embudo se desechó y la parte flotante se colocó en una caja Petri con papel toalla donde se realizó la selección de huevos (figura 36A) que posteriormente cada huevo fue individualizado en cajas plásticas sobre un cubreobjetos, con un algodón con agua para mantener la humedad.

B. Unidad experimental

La unidad experimental estuvo compuesta por 10 cajas plásticas, cada una mantuvo un huevo de chinche salivosa, sobre un cubreobjetos y un algodón con agua para mantener la húmeda. En total el ensayo estuvo conformado por 6 tratamientos, 5 repeticiones, 30 unidades experimentales, 300 cajas plásticas y 300 huevos.

Se utilizaron 5 dosis del hongo *I. fumosorosea* cepa BISA 01 - 2013 y un testigo para la investigación (cuadro 26).

Cuadro 26. Descripción de los tratamientos de *I. fumosorosea*.

Tratamientos	Concentración (conidios/ha)
1	Testigo
2	6.25×10^{12}
3	1.25×10^{13}
4	2.50×10^{13}
5	5.00×10^{13}
6	1.00×10^{14}

C. Diseño experimental

El diseño experimental utilizado fue el de completamente al azar debido a que no hubo una gradiente de variabilidad sobre las unidades experimentales.

D. Condiciones de la aplicación

La aplicación se realizó a un volumen de calibración de 300 l/ha, se tomaron en cuenta todas las medidas de inocuidad necesarias para evitar contaminación por otros organismos, la aplicación se realizó del tratamiento de menor concentración al de mayor concentración.

E. Preparación de los materiales

Se esterilizaron las 300 cajas plásticas en una autoclave a una temperatura de 115 °C por 15 min, a cada caja se le colocó un cubre objetos donde se puso el huevo de chinche salivosa, a un lado fue colocado un algodón remojado en agua para mantener la humedad, para finalizar se identificó cada caja por tratamiento y repetición.

F. Calibración del equipo

La aplicación se realizó con un aerógrafo, para calibrarlo se le saco el área a cada caja plástica siendo esta de 0.002 m².

Se calculó el volumen de agua simulando una faja de aplicación terrestre de 60 cm, además que al tener un distanciamiento de 1.8 m entre surcos la hectárea tiene 5,555 m, esto hace un área de aplicación de 3,333 m².

$$\frac{300 \text{ litros}}{3333 \text{ metros}^2} \times \frac{0.00282 \text{ m}^2}{\text{Cajita}} \times \frac{240 \text{ cajitas}}{\text{Ensayo}} \times \frac{1000 \text{ ml}}{1 \text{ litro}} = 60.91 \text{ ml}$$

Se necesitaron 60.91 ml de agua para todo el ensayo, se aplicaron 10.15 ml en las 40 cajas que componen las 4 repeticiones de cada tratamiento.

G. Preparación del inoculo

El laboratorio de hongos entomopatógeno proporciono los datos de viabilidad (97 %) y rendimiento (8.33 x 10⁸ conidios/gr) del hongo a utilizar, se procedió con el cálculo de gramos de conidio necesarios para poder realizar una solución madre de un litro para poder obtener todos los tratamientos.

Para el cálculo de gr/volumen se utilizó la siguiente ecuación:

$$\text{Gramos/litro} = \frac{\text{Conidios de la dosis mayor X 1 000 ml}}{(\text{Conidios por gramo}) \times (\text{Viabilidad})}$$

$$\text{Gramos/litro} = \frac{8.33 \times 10^8 \text{ conidios/gr X 1 000 ml}}{(5.5 \times 10^9 \text{ conidios/gr}) \times (97 \% \text{ Viabilidad})}$$

$$\frac{\text{Gramos}}{\text{litro}} = 155.57$$

Al obtener el cálculo se pesaron los 155.57 gr de hongo se diluyeron en 1,000 ml de agua + 5 gotas de Tween para que este se diluyera bien, también se colocó por 5 minutos en el agitador tipo vortex para que se tuviera una solución homogénea, al tener la solución madre se tomaron los 12.18 ml que corresponden al tratamiento más alto, mediante la fórmula de $C1V1 = C2V2$ se realizaron las respectivas diluciones para obtener la solución de los otros tratamientos.

H. Aplicación de las soluciones

Luego de lavar y calibrar el equipo se procedió a la aplicación de los tratamientos, se inició aplicando el testigo, y luego se aplicó la solución en un orden descendente respecto a la dosis de mayor concentración.

I. Determinación del porcentaje de parasitismo

Se realizó una toma de datos diaria, se revisó cada una de las cajas y se observó en el estereoscopio si el huevo fue parasitado o no, con estos datos se elaboró una tabla de control de huevos parasitados a los días después de aplicados.

Durante la manipulación de los insectos, el personal que lo hizo utilizó guantes para reducir los riesgos de contaminación de las larvas con bacterias y otros hongos, se confeccionó una tabla de toma de datos donde se colocó la mortalidad por tratamiento y repetición para posteriormente realizar gráficas y su respectivo análisis.

J. Análisis de la varianza y prueba múltiple de medias

Mediante el programa estadístico infostat se realizó un análisis de la varianza y prueba múltiple de medias para conocer el comportamiento de los datos y si algún tratamiento tenía diferencia significativa o no.

K. Análisis probit

Para realizar el análisis probit se elaboró una tabla con los datos de dosis, número de larvas a las que se le aplicó un tratamiento, número de huevos que murieron a causa del hongo y porcentaje de huevos muertos por el hongo, con esta tabla se generó una regresión lineal en Excel®, la cual al despejar la fórmula permitió calcular la dosis letal (DL) deseada.

Fue necesario elaborar una tabla donde se tuvieron datos de dosis, número de huevos a las que se les aplicó un tratamiento, número de huevos parasitados por el hongo, esta tabla se trasladó a infostat y se generó una gráfica con una ecuación donde se determinó la dosis letal y tiempo letal 50 (DL50).

3.3.15.2 Determinación del tiempo letal 50

Para realizar el cálculo del tiempo letal 50 (TL50) para la dosis recomendada se elaboró una tabla con los datos de días que duro el experimento y los probit respectivos para el número de larvas muertas que generó la dosis recomendada a lo largo de días que duro el experimento, con estos datos se generó una regresión lineal en Excel®, se despejó la ecuación que permitió calcular el tiempo letal (TL) para la dosis recomendada.

3.3.15.3 Descripción de las características que identifican a los huevos parasitados

La descripción de los huevos parasitados se realizó mediante la observación a lo largo de los días de estos y se describieron los cambios que se lograban describir al paso de los días.

3.3.15.4 Cálculo de costo

Se calculó el costo de cada dosis del hongo simulando que sería aplicado a una hectárea de terreno mediante los costos brindados por el laboratorio de hongos entomopatógeno del Grupo Corporativo Santa Ana.

3.3.16 Resultados y discusión

3.3.16.1 Determinación del porcentaje de parasitismo y dosis letal 50

A. Determinación del porcentaje de parasitismo

Se elaboró una tabla con el resumen de porcentaje de parasitismo por cada repetición esta tabla ayudo al desarrollo del análisis estadístico posterior (cuadro 27).

Cuadro 27. Porcentaje de parasitismo por repetición.

Tratamiento	Repeticiones				
	R1	R2	R3	R4	R5
Testigo	0	0	0	0	0
6.25×10^{12} conidios/ha	20	20	20	20	20
1.25×10^{13} conidios/ha	20	30	20	20	20
2.50×10^{13} conidios/ha	30	20	20	30	30
5.00×10^{13} conidios/ha	30	30	30	30	20
1.00×10^{14} conidios/ha	40	30	40	40	40

No se presentaron huevos parasitados en el testigo lo que refleja que no existió contaminación a la hora de manipular los huevos o a la hora de hacer la aplicación.

Se calculó el porcentaje de parasitismo por tratamiento (figura 28) que es la variable de respuesta de la investigación.

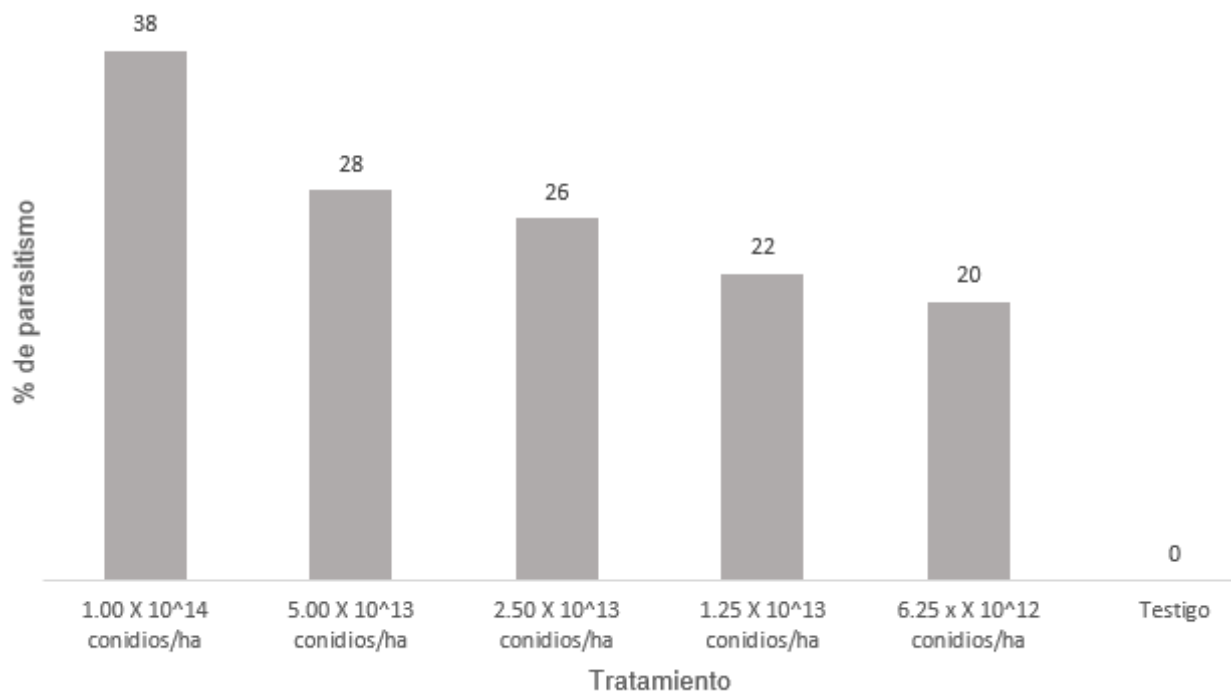


Figura 28. Porcentaje de parasitismo por tratamiento

El tratamiento que presentó mayor porcentaje de parasitismo fue 1.00×10^{14} conidios/ha este tratamiento presentó un 38 % de parasitismo, es el tratamiento que mayor número de unidades infectivas tiene, el tratamiento que presentó menor parasitismo fue 6.25×10^{12} conidios/ha, con un 20 % de parasitismo, es el tratamiento con el menor número de unidades infectivas lo que nos indica que el porcentaje de parasitismo tiene una relación directamente proporcional con el número de unidades infectivas, a mayor número de unidades infectivas mayor parasitismo.

Los rangos de parasitismo de los tratamientos donde se aplicó *I. fumosorosea* estuvieron entre 20 % a 38 %, Gómez, Zapata y Tenorio (2014) indican que en la naturaleza existe una gran diversidad de microorganismos que afectan a insectos plaga reduciendo sus poblaciones pero que esto implica una búsqueda de organismos que sean eficaces.

En base a los porcentaje de parasitismo obtenidos podemos decir que *I. fumosorosea* es un organismo eficaz para el control de huevos de *A. postica* ya que en todas sus dosis logro

parasitar a los huevos, también hay que tomar en cuenta que las eficiencias de los hongos entomopatógeno nunca van a ser igual de altas que la de los insecticidas para el control de las plagas y al ser una cepa producida en el laboratorio el hongo va perdiendo su capacidad de parasitar con relación al tiempo, al ser reproducidos en medios artificiales y no ponerlos en contacto periódicamente con su sustrato natural, (Cañedo 2004).

La tabla de parasitismo de *I. fumosorosea* en el tiempo que duro el experimento proporcionó información para poder generar los probit que se utilizaron para el cálculo de la dosis letal (DL) (figura 29).

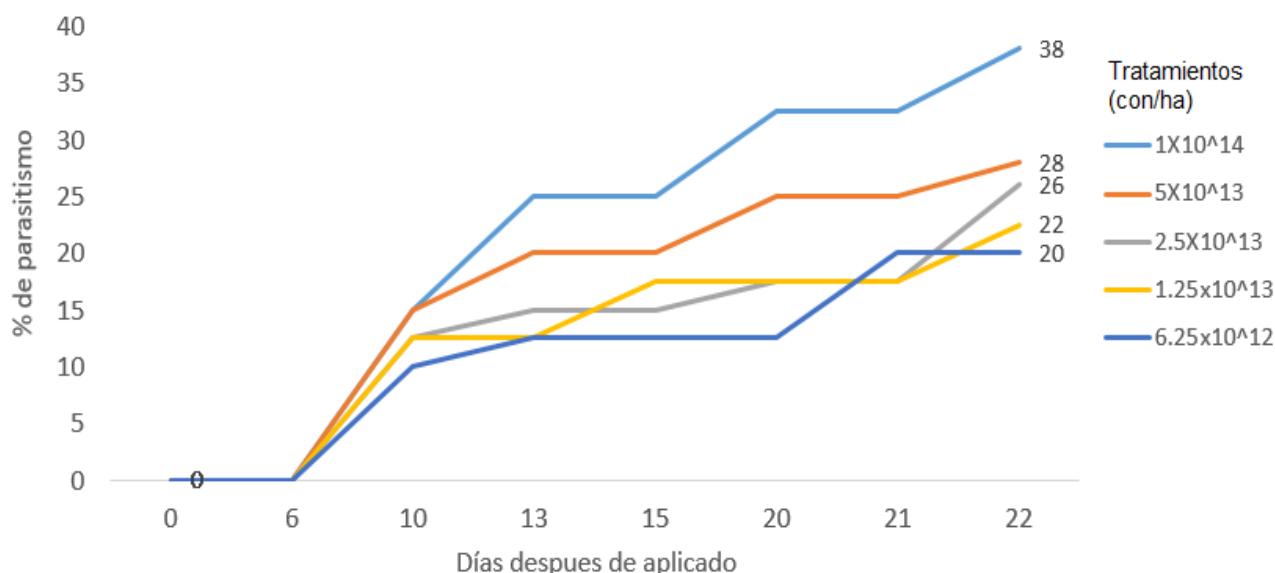


Figura 29. Comportamiento del parasitismo a los días después de aplicado

Según Gandarilla (2017) dependiendo de las condiciones de temperatura y humedad el ciclo de infección de *I. fumosorosea* puede iniciar aproximadamente de los 5 días a los 7 días después de aplicado, lo podemos confirmar ya que en nuestro ensayo los primeros huevos parasitados por el hongo aparecieron a los 7 días, luego de los 22 días ya no se encontraron huevos parasitados, el ensayo se monitoreo hasta los 30 días.

B. Análisis de la varianza y prueba múltiple de medias

Mediante el método gráfico se realizó y se verificó la normalidad de los datos de porcentaje de huevos parasitados (figura 37A) se observó que los datos siguen una distribución normal y tienen una tendencia homogénea por lo que se efectuó una ANDEVA (cuadro 28) para conocer si existe algún tratamiento significativamente diferente.

Cuadro 28. Análisis de la varianza para el porcentaje de parasitismo.

FV.	G.L	SC	CM	F	p-Valor	Significancia
Modelo	5	3976.67	795.33	53.02	<0.0001	*
Tratamiento	5	3976.67	795.33	53.02	<0.0001	*
Error	24	360.00	15.00			
Total	29	4336.67				

Mediante la ANDEVA se determinó que existe diferencia significativa ($P \leq 0.05$) para los tratamientos, lo que quiere decir que al menos una dosis de *I. fumosorosea* presenta mejor parasitismo a comparación de las otras.

Se procedió a realizar una prueba múltiple de medias (LSD Fisher), que permitió establecer cuál fue el tratamiento que presenta diferencia significativa (cuadro 29).

Cuadro 29. Prueba múltiple de medias.

Tratamiento (conidios/ha)	Media	Literal
1.00×10^{14}	38	a
5.00×10^{13}	28	b
2.50×10^{13}	26	b c
1.25×10^{13}	22	c d
6.25×10^{12}	20	d
TESTIGO	0	e

Se determinó que el tratamiento que tiene una diferencia significativa es la dosis con mayor número de unidades infectivas que es 1.00×10^{14} conidios/ha la cual presentó un parasitismo de 38 % sobre los huevos de chinche salivosa. Por lo tanto, la aplicación de este tratamiento para el control de gallina ciega sería más efectivo y generaría mejores resultados para el control de esta plaga.

Factores como la humedad, temperatura, agresividad del hongo, tipo de espora y la susceptibilidad del hospedero influyen en el éxito de la germinación de las esporas sobre el insecto.

C. Análisis probit

Se generó una tabla de probits (cuadro 39A) donde los valores de la dosis se transformaron a logaritmo natural y los porcentajes de mortalidad se convirtieron a valores probit con estos se elaboró una regresión lineal (figura 30) con una ecuación que nos sirvió para encontrar la dosis letal sustituyendo la variable “Y” con el valor probit de la dosis que queramos encontrar.

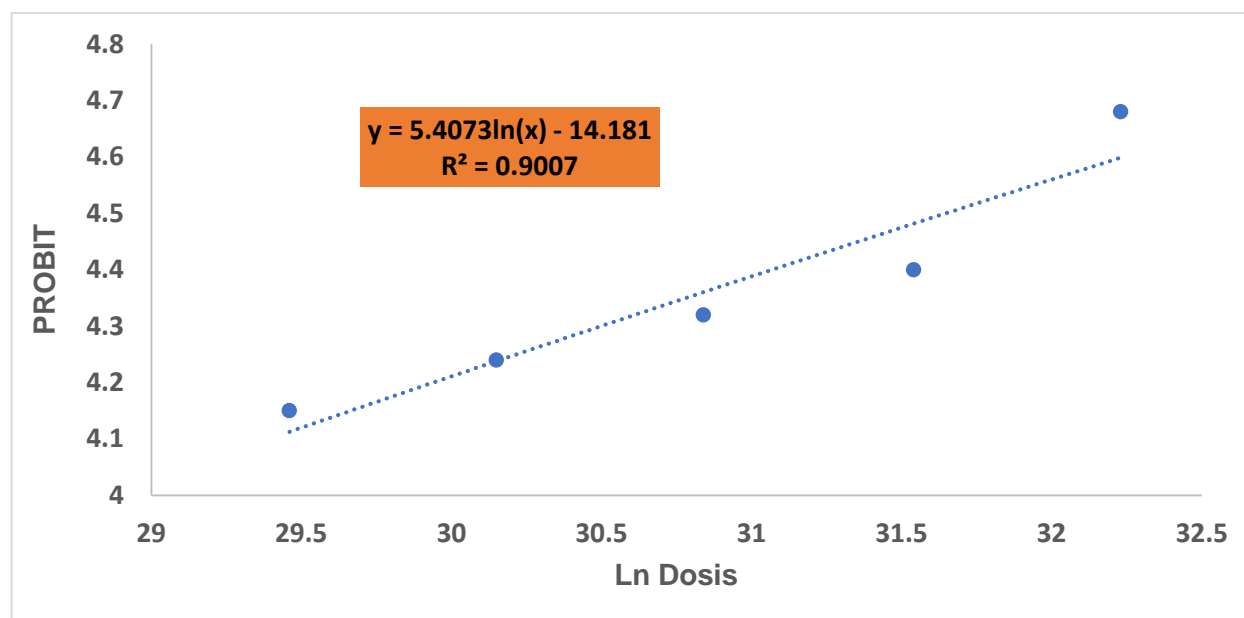


Figura 30. Regresión lineal para determinar una dosis letal.

Mediante el análisis probit se obtuvo la ecuación donde se determinó la dosis letal 35 y la dosis letal 40 del hongo *Isaria fumosorosea* sobre huevos de chinche salivosa siendo estas 1.23×10^{14} conidios/ha y 2.72×10^{14} conidios/ha respectivamente, se tomó la decisión de calcular una dosis menor y una mayor lo más cercano posible al parasitismo encontrado para tener un dato más certero y real para tener estas dos dosis como referencia para futuras investigaciones.

3.3.26.2 Determinación del tiempo letal 50 (TL50) para la dosis recomendada

Se generó una tabla probit (cuadro 40A) con el porcentaje de mortalidad a lo largo de los días que fueron convertidos a probit, con esto se elaboró una regresión lineal (figura 31) y una ecuación con la que se determinó el tiempo letal 50 (TL 50).

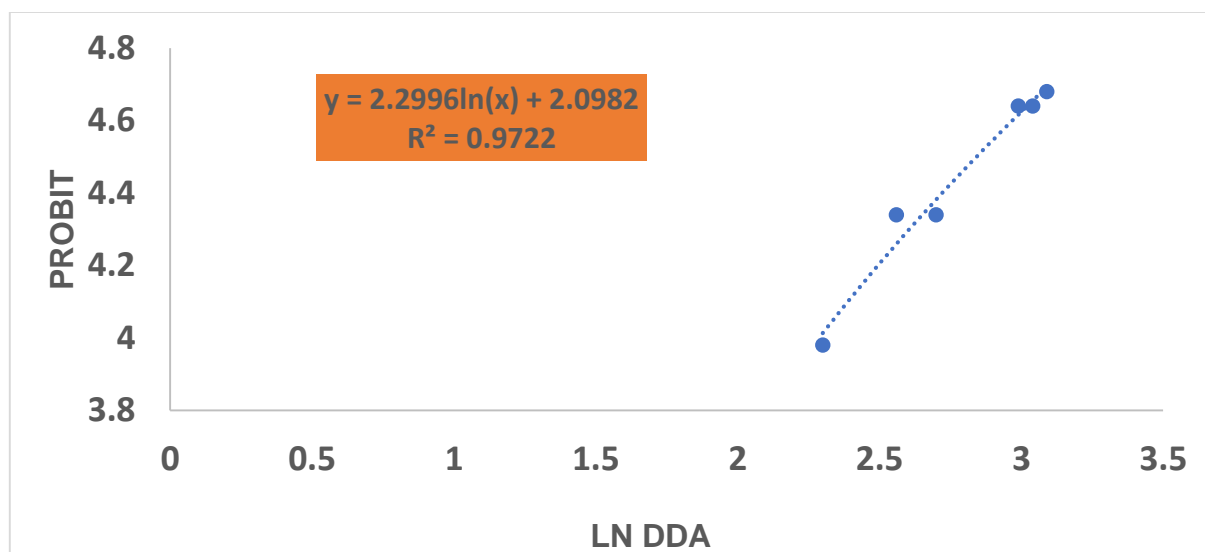


Figura 31. Regresión lineal para cálculo del tiempo letal TL50.



Mediante el análisis probit se obtuvo la ecuación donde se determinó el tiempo letal 50 de la dosis 1×10^{14} conidios/hectárea del hongo *Isaria fumosorosea* sobre huevos de chinche salivosa es de 34 días.

3.3.16.3 Descripción de las características que identifican a los huevos parasitados

Los hongos entomopatógenos luego de haber germinado, penetrado la cutícula e iniciado la multiplicación del hongo en el hemocèle, las hifas se empiezan a ramificar dentro del tejido de este, produciendo formas miceliales libres y unicelulares, al producir toxinas matan al insecto y es cuando inicia la colonización del hongo, es en este proceso cuando podemos observar los signos del hongo y saber si el insecto fue parasitado ya que el micelio invade todos los órganos y tejidos, posterior a esto empieza la esporulación del hongo (Gómez, Torres y Tenorio 2014).

Se elaboró un cuadro comparativo (cuadro 30) para reconocer cuando un huevo de *Aenolamia postica* este parasitado por el hongo entomopatógeno *Isaria fumosorosea*.

Cuadro 30. Caracterización de huevos parasitados por *I. fumosorosea*.

Estado del huevo	Signos	Foto
Parasitado	Los huevos parasitados por <i>Isaria fumosorosea</i> empiezan a aparecer a los 7 días después de aplicado, las características que presenta un huevo parasitado es que a su alrededor se observa un micelio levantado de color blanco que al pasar de los días se torna en un tono más rosado.	
No parasitado	Los huevos que no están parasitados se distinguen por que no tienen ninguna alteración a su alrededor son lisos y de un color blaquesino.	

3.3.16.4 Cálculo del costo

El laboratorio de producción de hongos entomopatógenos del Grupo Corporativo Santa Ana indica que el costo de una dosis de 20 kg de *Isaria fumosorosea* a concentración de 5×10^{12} tiene un costo de Q. 22.00.

A partir de estos datos se calculó el costo para aplicar el hongo en una hectárea de terreno (cuadro 31).

Cuadro 31. Costo de la dosis si se aplica en 1 ha de terreno

Dosis	Concentracion/ha	kg de <i>Metarhizium</i>	Costo (Q)
DL 35	1.23×10^{14}	25.36	27.89
DL 40	2.72×10^{14}	56.08	61.69

Se estableció que para aplicar la dosis letal 40 de *Isaria fumosorosea* en una hectárea de terreno para el control de *Aenolamia postica* se deben aplicar 56.08 kg de hongo que tiene un costo de Q. 61.69 y si se quiere aplicar la dosis letal 35 en una hectárea de terreno se debe aplicar 25.36 kg que tienen un costo de Q. 27.89.

3.3.17 Conclusión

1. Se determinó el porcentaje de parasitismo para cada una de las dosis (1×10^{14} , 5×10^{13} , 2.5×10^{13} , 1.25×10^{13} y 6.26×10^{12} conidios/ha) fue de 38 %, 28 %, 26 %, 22 % y 20 % respectivamente, la dosis que mostro una diferencia significativa en el control de *Isaria fumosorosea* fue la de 1×10^{14} , y la dosis letal 40 es de 2.73×10^{14} conidios/ha.

2. Se determinó que a una dosis de 1×10^{14} , el tiempo en laboratorio para controlar el 50% de la población es de 34 días.

3. Mediante la observación se determinó que los huevos parasitados por *I. fumosorosea* cepa BISA 01-2013 presentan características particulares como una capa polvorienta que los recubre de color blanquecino y se va tornando rosado al pasar de los días.

4. Mediante el análisis económico se estableció que el uso de *I. fumosorosea* cepa BISA 01 – 2013 a una dosis de 2.73×10^{14} , tiene un costo de Q. 61.69.

3.3.18 Recomendaciones

1. Realizar pruebas a nivel de laboratorio a partir de las dosis encontradas.
2. Utilizar el hongo *I. fumosorosea* cepa BISA 01 – 2013 como preventivo para el control de *A. postica*.
3. Realizar el ensayo con otras cepas de *I. fumosorosea* para ver si tienen el mismo comportamiento.
4. Revigorizar la cepa BISA 01 – 2013 para amentar la virulencia.

3.3.19 Bibliografía

1. Arysta, Colombia. 2018. DANTOTSU® 50 WG.
Colombia.
http://www.ghcia.com.co/plm/source/productos/2747_24_146.htm
2. Bayer, Nicaragua. 2019. Curbix Plus 20 SC®.
Nicaragua. <https://centroamerica.bayer.com/es/noticias/bayer-lanza-novedoso-insecticida-para-el-control-de-la-broca-del-cafe.php>
3. Calvo, J; Vargas, J; Araya M. 2016. Control químico de Phyllophaga en caña de azúcar (*Saccharum officinarum*). México, Asociación de Técnicos Azucareros de México (ATAM) / Asociación de Técnicos Azucareros de Latinoamérica y del Caribe (ATALAC). p. 1-3. Disponible en https://www.researchgate.net/publication/308098656_CONTROL_QUIMICO_DE_Phyllaphaga_EN_CANA_DE_AZUCAR_Saccharum_officinarum
4. Castillo Zeno, S. 2006. Uso de *Metarhizium anisopliae* para el control biológico del salivazo (*Aeneolamia* spp. y *Prosapia* spp.) en pastizales de *Brachiaria decumbens* en El Petén, Guatemala (en línea). Tesis MSc. Costa Rica, CATIE. 78 p. Disponible en http://repositorio.bibliotecaorton.catie.ac.cr/bitstream/handle/11554/4543/Uso_de_Metarhizium_anisopliae.pdf;jsessionid=FB086C355846A30AFA917EF4C9EE32AC?sequence=1
5. CENGICAÑA (Centro Guatemalteco de Investigación y Capacitación de la Caña de Azúcar, Guatemala). 2012. El cultivo de la caña de azúcar en Guatemala. Melgar, M.; Meneses, A.; Orozco, H.; Pérez, O.; y Espinosa, R. (eds.). Guatemala, Artemis Edinter. 512 p.
6. CENGICAÑA (Centro Guatemalteco de Investigación y Capacitación de la Caña de Azúcar, Guatemala). 2016. Informe anual 2016-2017. Guatemala. 198 p.
7. CENGICAÑA (Centro Guatemalteco de Investigación y Capacitación de la Caña de Azúcar, Guatemala). 2016. Informe anual 2006-2007. Guatemala. 198 p.
8. Díaz, M. 2006. Mecanismo de acción de los hongos entomopatógenos. *Interciencia* 31(12).
http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0378-18442006001200006
9. DISAGRO, Honduras. 2017. Hoja de datos de seguridad SDS.
Honduras.
https://disagro.com.hn/sites/default/files/hoja_de_seguridad/hoja-de-seguridad-task-25wg.pdf
10. FORAGRO, Guatemala. 2020. PIKUDO® 20 SC. Guatemala.

<http://www.foragro.com/producto/index/1/260>

11. Gandarilla, F; Morales, L; Pereyra, B; Elías, M. 2017. Producción de unidades infectivas de *Isaria fumosorosea* (Hypocreales: Cordycipitaceae) a partir de aislados nativos del noreste de México mediante 3 estrategias de propagación. Revista Argentina de Microbiología 50(1):81-89. <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0325754117300925>
12. Gómez, H; Zapata, A; Torres, E; Tenorio, M. 2014. Manual de producción y uso de hongos entomopatógenos. Perú, Servicio Nacional de Seguridad Agraria. 37 p. <https://www.senasa.gob.pe/senasa/descargasarchivos/2017/09/Manual-de-Producci%C3%B3n-y-Uso-de-Hongos-Entomopat%C3%B3genos.pdf>
13. Gutiérrez de Gerardino, A. 1984. Métodos para determinar la dosis mediana efectiva en ensayos biológicos. Bogotá, Colombia, ICA. 102 p.
14. INTAGRI (Instituto para la Innovación Tecnológica en Agricultura, México). 2018. Manejo integrado de la gallina ciega. México. <https://www.intagri.com/articulos/fitosanidad/manejo-integrado-de-la-gallina-ciega>
15. IRAC (Comité de Acción de Resistencia a Insecticidas, España). 2015. Clasificación del modo de acción de insecticidas y acaricidas. España. <https://higieneambiental.com/sites/default/files/images/pdf/clasificacion-del-modo-de-accion-de-insecticidas-y-acaricidas-v3.1-oct15.pdf>
16. Márquez, J. 2012. Manejo integrado de plagas. In El cultivo de la caña de azúcar en Guatemala. Guatemala, CENGICAÑA. p. 203-231.
17. Márquez, J; López, E. 2002. Nivel de daño económico para las plagas de importancia en caña de azúcar y su estimación con base en un programa diseñado por CENGICAÑA. Boletín CañaMIP no. 19, 9 p.
18. Mondragon, J. 2002. Insecticidas. España. 28 p. http://www.csr.servicios.es/LABORATORIO/DESCARGAS/LOS_INSECTICIDAS_LECTURA_AVANZADA.pdf
19. Pérez, J; López, E. 2002. Nivel de daño económico para las plagas de importancia en caña de azúcar y su estimación con base en un programa diseñado por CENGICAÑA. Guatemala, CENGICAÑA. 29 p.
20. SAG (Secretaría de Agricultura y Ganadería, Honduras). 2014. Cadena agroalimentaria caña de azúcar gallina ciega (Phyllophaga) (en línea). Honduras. Consultado 30 set. 2018. Disponible en: pronagro.sag.gob.hn/dmsdocument/296
21. Sotomayor R, A. 2005. Influencia de los vertidos de la industria azucarera sobre la propiedad de suelos cultivados con caña de azúcar (*Saccharum* sp.) en la

provincia de La Habana. Tesis PhD. Almería, España, Universidad de Almería, Servicio de Publicaciones. 299 p.

22. Tompson, V; León, G. 2005. La identificación y distribución de los salivazos de la caña de azúcar y los pastos (Homoptera: Cercopidae) en Costa Rica. Costa Rica. 75 p.



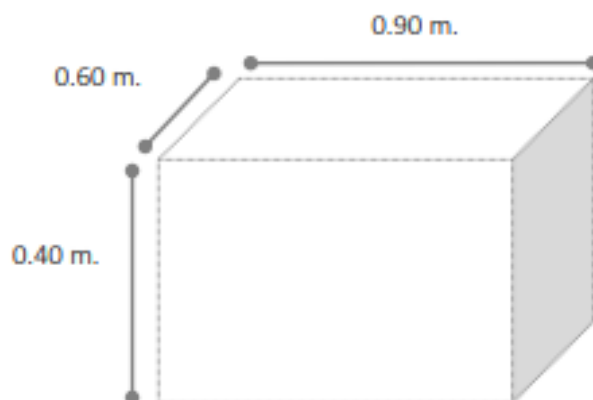
Rolando Barrios

3.3.20 Anexos

Cuadro 32A. Labores para principales plagas en caña de azúcar.

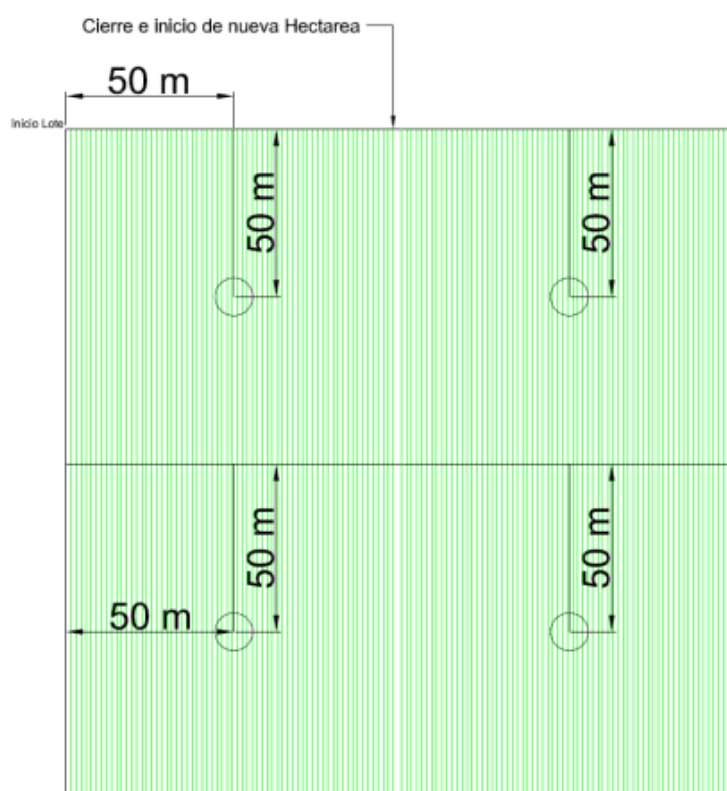
Chinche salivosa	Barrenador de tallo	Roedores
Aporque	Primer Muestreo densidad larval	Aplicación de cebos en rondas y quineles
Muestreos de huevos ninfas y adultos	Primer entresaque de corazón muerto	Muestreos de daños a cosecha
Aplicación de Metarhizium anisopliae	Segundo muestreo de densidad larval	Muestreo de cosecha
Aplicación de Imidacloprid y/o Clothianidin	Segundo entresaque de corazón muerto	-
Colocación de trampas	Liberación de parasitoides	-
Rastra sanitaria	Proyección para aplicación de Clorantraniliprole	-
Desaporque	Muestreo de cosecha	-

Fuente: Arroyo, 2018.



Fuente: Arroyo, 2015.

Figura 32A. Dimensionamiento para el muestreo de gallina ciega.



Fuente: Arroyo, 2015.

Figura 33A. Distribución de puntos de muestreo para gallina ciega.

Cuadro 33A. Costo para el Manejo Integrado de Roedores.

DDC	Programa Roedores	Costos por hectárea (Q.)
60	Muestreo 5 puntos/ha	29.72
	Aplicación de cebos Rodsan	49.41
120	Muestreo 5 puntos/ha	29.72
	Aplicación de cebos Rodsan	49.41
180	Muestreo 5 puntos/ha	29.72
	Aplicación de cebos Rodsan	49.41
240	Muestreo 5 puntos/ha	29.72
	Aplicación de cebos Rodsan	49.41
300	Muestreo 5 puntos/ha	29.72
	Aplicación aérea de cebos Rodsan	139.41
	TOTAL	485.24

Fuente: Arroyo, 2018.

Cuadro 34A. Costo de labores para chinche salivosa en cosecha manual.

DDC	Labor	Cantidad	Costo/ha	2 Cortes
3 - 5	Rastreo sanitario (no riego 15 días)	1	\$ 8.11	
8 - 10	Desaporque	1	\$ 10.94	
150 - 300	Muestreo de ninfa y adulto	8	\$ 8.23	
180 - 230	Colocacion de trampas adhesivas	1	\$ 57.00	
180 - 260	Aplicación de met 5 x 10 ¹³	2	\$ 110.00	
	Total		\$ 194.28	
DDC	Labor	Cantidad	Costo/ha	3 Cortes
7 - 10	Aporque	1	\$ 19.14	
150 - 300	Muestreo de ninfa y adulto	4	\$ 4.11	
180 - 230	Colocacion de trampas adhesivas	2	\$ 114.00	
180 - 260	Aplicación de met 5 x 10 ¹³	2	\$ 110.00	
	Total		\$ 237.25	
DDC	Labor	Cantidad	Costo/ha	4 Cortes
5 - 12	Muestreo huevos de chinche	1	\$ 5.15	
130 - 150	Aplicación de insecticida preventivo	1	\$ 75.00	
150 - 300	Muestreo de ninfa y adulto	4	\$ 4.11	
	Total		\$ 84.26	

Fuente: Arroyo, 2018.

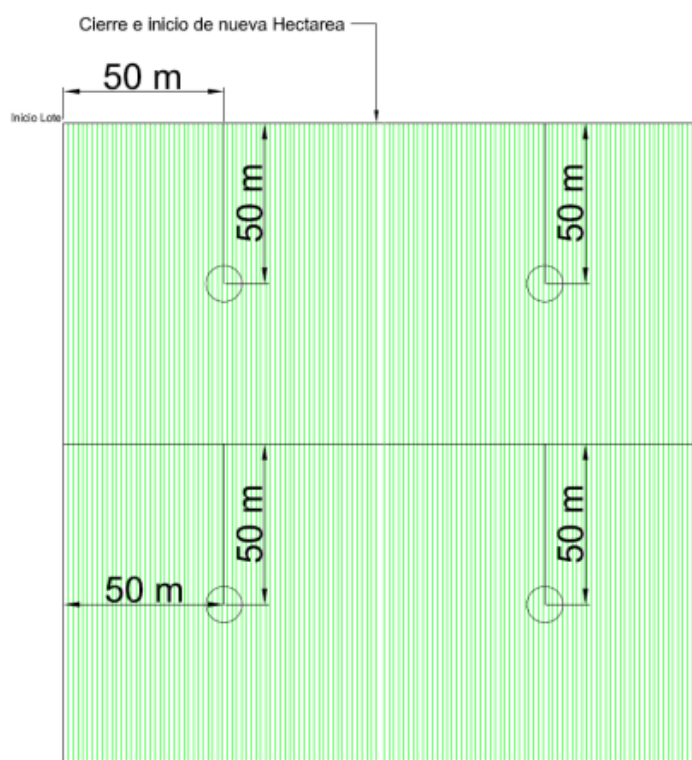
Cuadro 35A. Costos para labores de manejo de chinche salivosa

DDC	Labor	Cantidad	Costo/ha	2 cortes
3 - 5	Rastreo sanitario (no riego 15 días)	1	\$ 8.11	
8 - 10	Desaporque	1	\$ 10.94	
150 - 300	Muestreo de ninfa y adulto	8	\$ 8.23	
180 - 230	Colocacion de trampas adhesivas	2	\$ 114.00	
180 - 260	Aplicación de met 5 x 10 ¹³	3	\$ 165.00	
	Total		\$ 306.28	3 cortes
DDC	Labor	Cantidad	Costo/ha	
5 - 12	Muestreo huevos de chinche	1	\$ 5.15	
130 - 150	Aplicación de insecticida preventivo	1	\$ 75.00	
150 - 300	Muestreo de ninfa y adulto	4	\$ 4.11	
	Total		\$ 84.26	

Fuente: Arroyo, 2018.

Cuadro 36A. Producción de *Metarhizium anisopliae* año 2018

Mes	Programado (dosis)	Ejecutado (dosis)	Eficiencia %
Abril (Inicio)	---	392	---
Abril	3,098	2,262	73.02%
Mayo	7,228	6,550	90.62%
Junio	7,228	6,464	89.43%
Julio	6,883	5,900	85.71%
Agosto	2,065	2,525	122.28%
Total	26,501	24,093	90.91%



Fuente: Arroyo 2015.

Figura 34A. Distribución de cebos para roedor en campo

Cuadro 37A. Transformación probit

%	0,0	0,1	0,2	0,3	0,4	0,5	0,6	0,7	0,8	0,9
0	-	2,67	2,95	3,12	3,25	3,36	3,45	3,52	3,59	3,66
10	3,72	3,77	3,82	3,87	3,92	3,96	4,01	4,05	4,08	4,12
20	4,16	4,19	4,23	4,26	4,29	4,33	4,36	4,39	4,42	4,45
30	4,48	4,50	4,53	4,56	4,59	4,61	4,64	4,67	4,69	4,72
40	4,75	4,77	4,80	4,82	4,85	4,87	4,90	4,92	4,95	4,97
50	5,00	5,03	5,05	5,08	5,10	5,13	5,15	5,18	5,20	5,23
60	5,25	5,28	5,31	5,33	5,36	5,39	5,41	5,44	5,47	5,50
70	5,52	5,55	5,58	5,61	5,64	5,67	5,71	5,74	5,77	5,81
80	5,84	5,88	5,92	5,95	5,99	6,04	6,08	6,13	6,18	6,23
90	6,28	6,34	6,41	6,48	6,55	6,64	6,75	6,88	7,05	7,33
99	7,33	7,37	7,41	7,46	7,51	7,58	7,65	7,75	7,88	9,09

Fuente: elaboración propia 2019.

Los tratamientos se ordenaron respecto a la gradiente de variabilidad densidad de larvas/m²

Cuadro 38A. Aleatorización de los tratamientos y bloques.

Parcela	Gallina Ciega	L/m ²	Tratamiento	Bloque
16	41	76	T4 Ethiprole	1
23	41	76	T1 Thiamethoxan	1
26	39	72	T3 Fipronil	1
8	37	69	T2 Clothianidin	1
17	37	69	T2 Clothianidin	2
13	36	67	T3 Fipronil	2
18	32	59	T4 Ethiprole	2
21	31	57	T5 Testigo	2
20	29	54	T1 Thiamethoxan	2
1	28	52	T1 Thiamethoxan	3
12	28	52	T4 Ethiprole	3
27	26	48	T3 Fipronil	3
24	25	46	T5 Testigo	3
28	25	46	T2 Clothianidin	3
2	24	44	T2 Clothianidin	4
11	24	44	T4 Ethiprole	4
5	22	41	T3 Fipronil	4
4	17	31	T1 Thiamethoxan	4
9	17	31	T5 Testigo	4
25	17	31	T5 Testigo	5
6	15	28	T4 Ethiprole	5
14	14	26	T1 Thiamethoxan	5
19	14	26	T2 Clothianidin	5
22	12	22	T3 Fipronil	5
3	11	20	T1 Thiamethoxan	6
15	11	20	T3 Fipronil	6
10	9	17	T2 Clothianidin	6
7	5	9	T4 Ethiprole	6

El muestreo de *Phyllophaga* se lleva a cabo contando el número de larvas encontradas en la unidad de muestreo y las larvas adheridas a las raíces de las plantas que se encontraban en la unidad de muestreo.

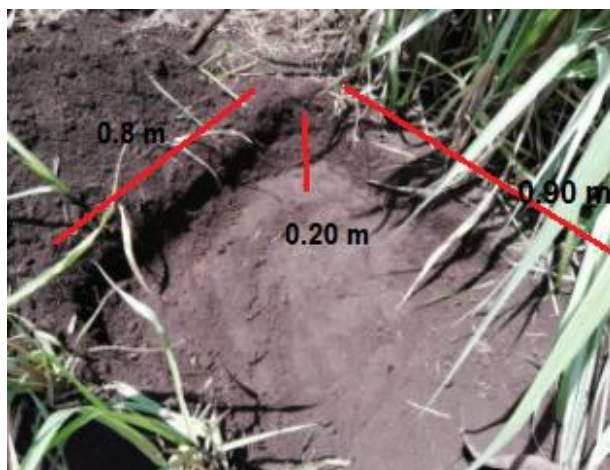


Figura 35A. Unidad de muestreo para *Phyllophaga*

Los huevos se seleccionaron con ayuda del estereoscopio.



Figura 36A. Selección de huevos de *A. postica*.

Gráfica que nos indica que los datos de nuestro experimento tienen una distribución normal.

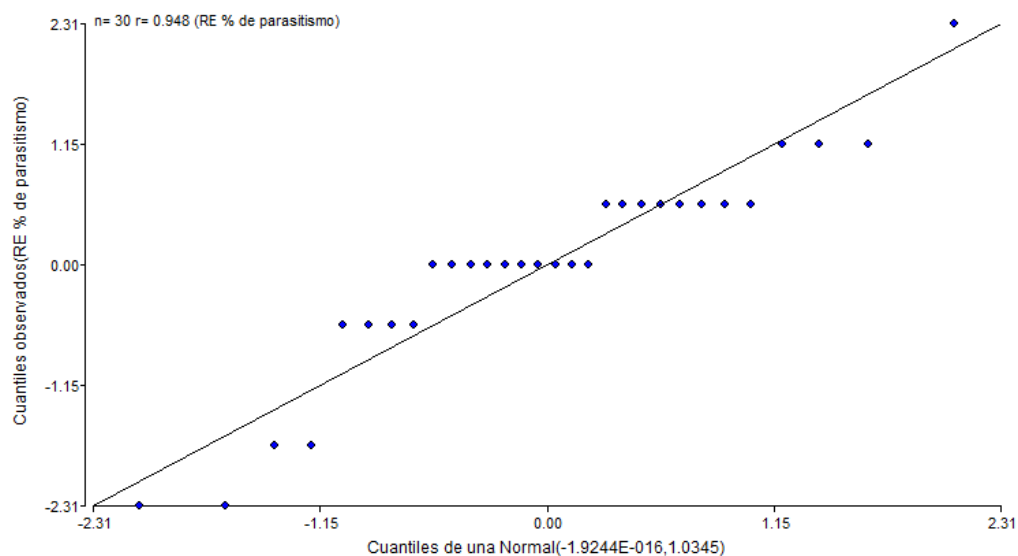


Figura 37A. Gráfica de normalidad de huevos parasitados

Tabla utilizada para generar la regresión probit de dosis letal.

Cuadro 39A. Tabla probit para cálculo de dosis letal

Días	LN dosis	probits
0	0	0
4	1.38	3.35479
5	1.6	3.7182
6	1.79	3.8495
13	2.56	3.963
20	2.99	4.065
27	3.29	4.2448

Tabla utilizada para generar la regresión probit del tiempo letal.

Cuadro 40A. Tabla probit para cálculo de tiempo letal.

Días	LN dosis	probits	% parasitismo
10	2.3	3.98	15
13	2.56	4.34	25
15	2.7	4.34	25
20	2.99	4.64	32.5
21	3.04	4.64	32.5
22	3.09	4.68	37.5



UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMÍA –FAUSAC–
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGRONÓMICAS
Y AMBIENTALES –IIA–



REF. Sem. 46/2020

EL TRABAJO DE GRADUACIÓN TITULADO:

“DETERMINACIÓN DE LA DOSIS LETAL 50
CON METARHIZIUM ANISOPLIAE CEPA
SASAFE EN EL CONTROL DE GALLINA
CIEGA (Phyllophaga parvisetis) BAJO
CONDICIONES DE LABORATORIO EN EL
INGENIO SANTA ANA, ESCUINTLA,
GUATEMALA, C. A.”

DESARROLLADO POR EL ESTUDIANTE:

JAVIER ROMEO RUIZ MORALES

CARNE:

201310603

HA SIDO EVALUADO POR LOS PROFESIONALES:

Ing. Agr. Álvaro Gustavo Hernández
Ing. Agr. Filadelfo Guevara Chávez
Dr. Marco Vinicio Fernández Montoya

Los Asesores y la Dirección del Instituto de Investigaciones Agronómicas y Ambientales de la Facultad de Agronomía, hace constar que ha cumplido con las Normas Universitarias y el Reglamento de este Instituto. En tal sentido pasa a la Dirección del Área Integrada para lo procedente.

Ing. Agr. Filadelfo Guevara Chávez
ASESOR ESPECÍFICO

Dr. Marco Vinicio Fernández Montoya
DOCENTE-ASESOR E P S



Ing. Agr. Carlos Fernando López Búcaro
DIRECTOR DEL IIA

CFLB/nm
c.c. Archivo

Ref. 434-2021

Guatemala 05 de Abril de 2021

Ingeniero Agrónomo Waldemar Nufio
Decano de la Facultad de Agronomía
Presente.

Estimado Ing. Nufio:

Por este medio quiero trasladarle el documento de graduación del estudiante JAVIER ROMEO RUIZ MORALES Carné 2013 10603, dicho documento ha sido revisado por las diferentes instancias y a criterio de esta Coordinación llena las calidades necesarias para trasladarlo a Decanatura para su revisión final, previo a obtener el imprimase.

Agradeciendo la atención a la presente.



Atte. Ing. Agr. M. A. Pedro Peláez Reyes
Coordinador Área Integrada.

cc. Secretaría de decanatura
Secretaría de área Integrada
Estudiante
Archivo

“Id y enseñad a todos”

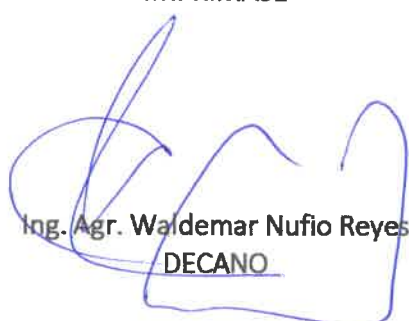
No. 32.2021

Trabajo de Graduación: "DETERMINACIÓN DE LA DOSIS LETAL 50 CON *Metarhizium anisopliae* CEPA SASAFE EN EL CONTROL DE GALLINA CIEGA (*Phyllophaga parvisetis*.) BAJO CONDICIONES DE LABORATORIO, DIAGNÓSTICO Y SERVICIOS REALIZADOS EN GRUPO CORPORATIVO SANTA ANA, ESCUINTLA, GUATEMALA, C.A."

Estudiante: Javier Romeo Ruiz Morales

Carné: 201310603

IMPRÍMASE


Ing. Agr. Waldemar Nufio Reyes
DECANO



