

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



**TRACY PAMELLA VELA ANDRADE**  
**GUATEMALA, OCTUBRE 2012**



UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA  
FACULTAD DE AGRONOMÍA  
ÁREA INTEGRADA

TRABAJO DE GRADUACIÓN REALIZADO EN BIOTECNOLOGÍA MAGDALENA  
(BioMAG), DIVISIÓN DE INVESTIGACIÓN Y DESARROLLO AGRÍCOLA, INGENIO  
MAGDALENA, LA DEMOCRACIA, ESCUINTLA, GUATEMALA, C.A.

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

POR

**TRACY PAMELLA VELA ANDRADE**

EN EL ACTO DE INVESTIDURA COMO  
INGENIERA AGRÓNOMA  
EN

SISTEMAS DE PRODUCCIÓN AGRÍCOLA  
EN EL GRADO ACADÉMICO DE  
LICENCIADA

GUATEMALA, OCTUBRE 2012



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

**RECTOR MAGNÍFICO**

Lic. Carlos Estuardo Gálvez Barrios

**JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE AGRONOMÍA**

DECANO	Dr. Lauriano Figueroa Quiñonez
VOCAL PRIMERO	Dr. Ariel Abderramán Ortiz López
VOCAL SEGUNDO	Ing. Agr. MSc Marino Barrientos García
VOCAL TERCERO	Ing. Agr. MSc Oscar René Leiva Ruano
VOCAL CUARTO	Br. Ana Isabel Fion Ruiz
VOCAL QUINTO	Br. Luis Roberto Orellana López
SECRETARIO	Ing. Agr. Carlos Roberto Echeverría Escobedo

GUATEMALA, OCTUBRE 2012

Guatemala, octubre 2012

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

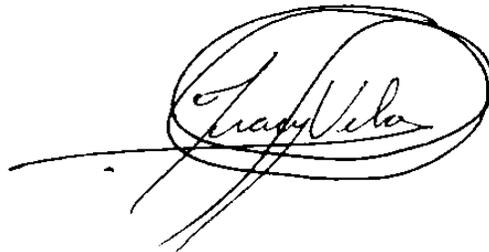
Honorables miembros:

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 realizado en , como requisito previo a optar el título de Ingeniera Agrónoma en Sistemas de Producción Agrícola, en el grado académico de Licenciada.

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, enclosed within a hand-drawn oval. The signature appears to read 'Tracy Vela'.

Tracy Pamella Vela Andrade

## **ACTO QUE DECICO**

**A:**

**DIOS**

Por darme la vida, ser mi guía en todo momento, brindarme fuerzas cuando las necesité y por llenarme de muchas bendiciones diarias, gracias por este triunfo.

**VIRGEN MARÍA**

Por sus intersecciones aún en las causas más difíciles y por darme la esperanza en todo momento.

**MIS PADRES**

Ramón Alfredo Flores Mendoza y Fortuna María Teresa Andrade de Flores, gracias por su amor, apoyo incondicional, confianza y esfuerzo en mi formación académica y personal, y por enseñarme a ser una persona de bien, gracias por su ejemplo de superación, los amo.

**MIS ABUELITOS**

Ramón Flores (Q.E.P.D)

Gloria de Flores (Q.E.P.D)

Julio César Andrade (Q.E.P.D) gracias por tu esfuerzo y todo ese amor que me diste en vida, te amo.

Fortuna Espósito Solórzano viuda de Andrade, mamita gracias por todo tu esfuerzo, tu apoyo, tus desvelos, tus oraciones, te amo.

**MIS HERMANAS**

Stephanie y Gaby por demostrarme su aprecio incondicional en todo momento, gracias las amo.

**MI NOVIO**

Julio Ricardo Centes Cifuentes, gracias por estar en la buenas y en las malas, por alentarme a siempre seguir adelante, por tu amor, comprensión, paciencia y apoyo incondicional, te amo.

**MI SOBRINO**

Christopher Alexander por ser el motivo de sentirme feliz cada día, con mucho cariño.

**MI TIO**

Manuel Andrade por siempre estar ahí apoyándome y dándome consejos, te quiero.

**MIS COMPAÑEROS**

Como recuerdo de las experiencias compartidas y muestra de amistad. Especialmente a Jhonatan Reyes, Juan Luis Folgar, Walter Barrera, Jorge García Tuche, Hugo Gramajo, Santiago Marroquín, Johan Bolvito, Luis Galdámez, Gabriela Contreras. Los aprecio mucho y saben que cuentan conmigo. A mis padrinos; mi papá e Ingeniero Waldemar Nufio por su confianza, cariño y consejos que me han dado durante mi carrera estudiantil y me seguirán dando en mi carrera profesional, gracias por todo.

**MIS AMIGOS**

Pablo Alfredo Montepeque y José Alejandro Estrada, por enseñarme que no hace falta un lazo de sangre para poderse llamar hermanos ya que ustedes son mis hermanos, gracias por todo este tiempo convivido; alegrías y tristezas, por su sincera amistad, sus consejos y su apoyo incondicional. Espero que nuestra amistad perdure para toda la vida. Los quiero.

**MI FAMILIA EN GENERAL**

Por todo su cariño, gracias.

## TRABAJO DE GRADUACIÓN QUE DEDICO

**A:**

**GUATEMALA** país de la eterna primavera.

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA** alma mater, fuente de conocimiento y sabiduría.

**FACULTAD DE AGRONOMÍA** por formarme como profesional y por educarme en el campo de la agronomía.

## AGRADECIMIENTOS

**A:**

Ing. Agr. **Manuel Martínez** por su valiosa asesoría y su colaboración en la elaboración del presente documento.

Ing. Agr. **Pedro Peláez** por su supervisión profesional y ejecución del presente trabajo de investigación.

Ing. Agr. **Romeo Montepeque** por su confianza y su cariño.

Ing. Agr. **Edgar Solares** por brindarme la oportunidad y el apoyo para realizar mi EPS, en tan prestigiosa empresa.

Ing. Agr. **Luis Guevara** e Ing. Agr. **Estuardo López** por brindarme su valiosa asesoría, compartir sus conocimientos y amistad brindada durante la ejecución de mi EPS.

Departamento de Biotecnología del Ingenio Magdalena, S.A., por el apoyo brindado en la realización de este trabajo.

Los jóvenes trabajadores que apoyaron en la realización del presente trabajo para la generación de datos, especialmente Carlos Díaz Barneond, Juan Carlos Álvarez, Julio Fernández Orellana, Adán Reyes, Isaías Toc, Alex, Edín Valenzuela, Leonela Menjivar, Johana Véliz, Violeta Carrillo y Alexander Carrillo.

Todas aquellas personas que de una u otra forma colaboraron en la realización de la presente investigación.

## ÍNDICE GENERAL

<b>CONTENIDO</b>	<b>PÁGINA</b>
ÍNDICE DE FIGURAS .....	vi
ÍNDICE DE TABLAS .....	x
RESUMEN .....	1
CAPÍTULO I .....	4
1.1 PRESENTACIÓN.....	5
1.2 MARCO REFERENCIAL .....	6
1.2.1 Descripción General del Área .....	6
1.2.2 Ecología.....	6
1.2.3 Condiciones Climáticas .....	6
1.2.4 Geología .....	6
1.2.5 Hidrografía.....	6
1.2.6 Uso actual de la Tierra.....	7
1.3 OBJETIVOS.....	8
1.3.1 General.....	8
1.3.2 Específicos .....	8
1.4 METODOLOGÍA.....	9
1.4.1 Fase de gabinete .....	9
1.4.2 Fase de campo.....	9
1.4.3 Fase de gabinete final .....	10
1.5 RESULTADOS.....	11
1.5.1 Plagas.....	11
1.5.1.1 Plagas del suelo.....	11
1.5.1.1.1 Nemátodos.....	11
1.5.1.1.2 Cortador, tierrero, nochero ( <i>Agrotis spp.</i> ).....	12
1.5.1.2 Plagas del follaje y del fruto .....	12
1.5.1.2.1 Mosca Blanca ( <i>Bemisia sp.</i> ).....	12
1.5.1.2.2 Tortuguilla, crisomélidos, vaquitas ( <i>Diabrotica spp.</i> ).....	13
1.5.1.2.3 Minador serpentina de la hoja ( <i>Liriomyza sp.</i> ).....	14

<b>CONTENIDO</b>	<b>PÁGINA</b>
1.5.2 ENFERMEDADES.....	14
1.5.2.1 Mal de talluelo (Pythium, Rhizoctonia, Fusarium) .....	14
1.5.2.2 Tizón temprano (Alternaria solani) .....	14
1.5.2.3 Tizón tardío (Phytophthora infestans) .....	15
1.5.2.4 Virosis .....	16
1.5.2.5 Chancro bacteriano (Clavibacter michiganensis) .....	17
1.6 CONCLUSIONES .....	18
1.7 RECOMENDACIONES .....	18
1.8 BIBLIOGRAFIA .....	19
2 CAPÍTULO II.....	20
2.1 INTRODUCCIÓN .....	21
2.2 DEFINICIÓN DEL PROBLEMA .....	22
2.3 MARCO TEÓRICO.....	24
2.3.1 MARCO CONCEPTUAL.....	24
2.3.1.1 Importancia del Cultivo de la Caña de Azúcar .....	24
2.3.1.2 Chinche Salivosa .....	25
2.3.1.2.1 Ciclo biológico .....	26
2.3.1.2.2 Relación insecto-planta .....	29
2.3.1.2.3 Estrategia de control .....	30
2.3.1.3 Hongos entomopatógenos .....	32
2.3.1.3.1 Formulación y aplicación de los hongos entomopatógenos .....	33
2.3.1.3.2 Modo de acción de los hongos entomopatógenos .....	34
2.3.1.4 Hongo Metarhizium anisopliae .....	34
2.3.1.4.1 Historia .....	34
2.3.1.4.2 Clasificación sistemática .....	35
2.3.1.4.3 Características del hongo entomopatógeno Metarhizium anisopliae ....	36
2.3.1.4.4 Modo de acción.....	37
2.3.1.4.5 Aplicación del hongo .....	39
2.3.1.4.6 Persistencia del hongo.....	39
2.3.1.4.7 Efecto de la radiación.....	40

<b>CONTENIDO</b>	<b>PÁGINA</b>
2.3.1.4.8 Producción de toxinas .....	40
2.3.1.4.9 Control de calidad .....	40
2.3.1.5 Hongo <i>Beauveria bassiana</i> .....	43
2.3.1.5.1 Clasificación sistemática .....	43
2.3.1.5.2 Ciclo infectivo .....	43
2.3.1.5.3 Utilización en el control biológico de plagas .....	44
2.3.2 MARCO REFERENCIAL .....	46
2.3.2.1 Finca El Carmen Guadalupe .....	46
2.3.2.1.1 Localización y descripción del área.....	46
2.3.2.1.2 Colindancias.....	46
2.3.2.1.3 Ubicación geográfica.....	46
2.3.2.1.4 Precipitación anual.....	46
2.3.2.1.5 Temperatura.....	46
2.3.2.1.6 Condiciones climáticas.....	47
2.3.2.1.7 Vegetación .....	47
2.3.2.1.8 Zona de vida .....	47
2.3.2.1.9 Características edafológicas .....	47
2.3.2.1.10 Región fisiográfica.....	47
2.3.2.2 Finca San Patricio .....	47
2.3.2.2.1 Localización y descripción del área.....	47
2.3.2.2.2 Ubicación geográfica.....	47
2.3.2.2.3 Geología.....	48
2.3.2.2.4 Fisiografía .....	48
2.3.2.2.5 Hidrografía .....	48
2.3.2.2.6 Precipitación pluvial y temperatura promedio anual.....	48
2.3.2.2.7 Uso actual de la Tierra .....	48
2.3.2.3 Finca Santa Elisa .....	48
2.3.2.3.1 Ubicación geográfica.....	48
2.3.2.3.2 Colindancias.....	48
2.3.2.3.3 Coordenadas.....	49

<b>CONTENIDO</b>	<b>PÁGINA</b>
2.3.2.3.4 Precipitación anual.....	49
2.3.2.3.5 Temperatura.....	49
2.3.2.3.6 Condiciones climáticas.....	49
2.3.2.3.7 Vegetación .....	49
2.3.2.3.8 Zona de vida .....	49
2.3.2.3.9 Características edafológicas .....	49
2.3.2.3.10 Región fisiográfica.....	49
2.4 OBJETIVOS.....	50
2.4.1 Objetivo General.....	50
2.4.2 Objetivos Específicos .....	50
2.5 HIPÓTESIS.....	51
2.6 METODOLOGÍA.....	52
2.6.1 FASE DE CAMPO .....	52
2.6.1.1 Ubicación del área experimental.....	52
2.6.1.2 Descripción de los tratamientos .....	52
2.6.1.3 Unidad experimental .....	53
2.6.1.4 Diseño experimental .....	53
2.6.1.5 Distribución de los tratamientos .....	54
2.6.1.6 Muestreos .....	55
2.6.1.6.1 Metodología de los muestreos .....	55
2.6.1.7 Aplicación de hongos entomopatógenos .....	56
2.6.1.8 Colecta y traslado de adultos de chinche salivosa.....	58
2.6.1.9 Recolecta de adultos de chinche salivosa muertos.....	59
2.6.1.10 Realización de cámaras húmedas y lectura.....	61
2.6.1.11 Variable de estudio .....	62
2.6.1.12 Análisis de la información.....	62
2.6.2 FASE DE LABORATORIO .....	62
2.6.2.1 Ubicación del lote.....	62
2.6.2.2 Ubicación del ensayo.....	62
2.6.2.3 Unidad experimental .....	62

<b>CONTENIDO</b>	<b>PÁGINA</b>
2.6.2.4	Diseño Experimental ..... 63
2.6.2.5	Colecta y confinado de adultos de chinche salivosa ..... 64
2.6.2.6	Cepas Evaluadas ..... 65
2.6.2.7	Distribución de los tratamientos ..... 65
2.6.2.8	Aplicación de hongos entomopatógenos ..... 67
2.6.2.9	Recolecta de adultos de chinche salivosa muertos..... 69
2.6.2.10	Realización de cámaras húmedas ..... 70
2.6.2.11	Variables de estudio..... 71
2.6.2.12	Análisis de la información..... 71
2.7	RESULTADOS..... 72
2.7.1	Parasitismo de <i>Metarhizium anisopliae</i> sobre adultos de chinche salivosa bajo condiciones de campo. .... 72
2.7.2	Parasitismo de <i>Metarhizium anisopliae</i> sobre adultos de chinche salivosa bajo condiciones de Laboratorio. .... 76
2.7.3	Índice de Mortalidad de <i>Metarhizium anisopliae</i> sobre adultos de chinche salivosa bajo condiciones de Laboratorio. .... 82
2.8	CONCLUSIONES ..... 86
2.9	RECOMENDACIONES ..... 87
2.10	BIBLIOGRAFÍA ..... 88
2.11	APÉNDICES ..... 90
3	CAPÍTULO III..... 99
3.1	PRESENTACIÓN..... 100
3.2	DETERMINACIÓN DE LA VIABILIDAD DE LAS ESPORAS DE HONGO <i>Metarhizium anisopliae</i> A DIFERENTES TIEMPOS DE EXPOSICIÓN DIRECTA AL SOL, SOBRE TEJIDO VEGETAL..... 101
3.2.1	Objetivo ..... 101
3.2.2	Metodología..... 101
3.2.3	Resultados..... 104
3.2.4	Evaluación ..... 104

<b>CONTENIDO</b>	<b>PÁGINA</b>
3.3 EVALUACIÓN DE CINCO DOSIS Y DOS TIPOS DE FERTILIZANTE GRANULADO DE LIBERACIÓN LENTA EN EL DESARROLLO DE VITRO-PLANTAS DE CAÑA DE AZÚCAR ( <i>Saccharum spp.</i> ) A NIVEL DE INVERNADERO .....	105
3.3.1 Objetivos.....	105
3.3.2 Metodología.....	105
3.3.3 Resultados.....	107
3.3.4 Evaluación .....	112
3.4 PRODUCCIÓN DE 120,000 PILONES DE TECA ( <i>Tectona grandis</i> ).....	112
3.4.1 Objetivo .....	112
3.4.2 Metodología.....	112
3.4.3 Resultados.....	115
3.4.4 Evaluación .....	115
3.5 EVALUACIÓN DE TRES DIFERENTES ENRAIZADORES EN PILONES DE TECA ( <i>Tectona grandis</i> ).....	116
3.5.1 Objetivos.....	116
3.5.2 Metodología.....	116
3.5.3 Resultados.....	116
3.5.4 Evaluación .....	119

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>FIGURA</b>	<b>PÁGINA</b>
Figura 1. Ubicación geográfica Finca San Patricio.....	7
Figura 2. Nódulos en las raíces del cultivo de tomate .....	11
Figura 3. Marchitamiento de la plántula .....	12
Figura 4. Hoja de tomate infestada de mosca blanca .....	13
Figura 5. Síntomas producidos por la tortuguilla .....	13
Figura 6. Daño ocasionado por el minador .....	14

<b>FIGURA</b>	<b>PÁGINA</b>
Figura 7. Síntomas de <i>Alternaria solani</i> en el tallo de la plántula de tomate .....	15
Figura 8. Síntomas de <i>Alternaria solani</i> en las hojas de la plántula de tomate .....	15
Figura 9. <i>Phytophthora infestans</i> , planta de tomate .....	16
Figura 10. Síntomas de virosis, plántula de tomate.....	16
Figura 11. Médula hueca, síntoma de <i>Clavibacter michiganensis</i> .....	17
Figura 12. Necrosis vascular, síntoma de <i>Clavibacter michiganensis</i> .....	17
Figura 13. Ciclo biológico de la chinche salivosa ( <i>Aeneolamia sp</i> ) .....	26
Figura 14. Huevecillo, Chinche salivosa ( <i>Aeneolamia sp</i> ).....	28
Figura 15. Ninfa, Chinche salivosa ( <i>Aeneolamia sp</i> ).....	28
Figura 16. Adulto, Chinche salivosa ( <i>Aeneolamia sp</i> ) .....	29
Figura 17. Componentes del sistema de la chinche salivosa - caña de azúcar .....	30
Figura 18. Secuencia operacional del manejo de la chinche salivosa en caña de azúcar, en relación a su ciclo biológico .....	31
Figura 19. Micelio del hongo entomopatógeno <i>Metarhizium anisopliae</i> .....	36
Figura 20. Micelio del hongo entomopatógeno <i>Beauveria bassiana</i> .....	44
Figura 21. Croquis unidad experimental Finca el Carmen .....	53
Figura 22. Croquis de la parcela experimental Finca el Carmen, lotes 05 y 06.....	54
Figura 23. Salivazos de ninfas entre tallos de la macolla de caña de azúcar .....	55
Figura 24. Adulto vivo de chinche salivosa encontrado en el tallo de la caña de azúcar ..	56
Figura 25. Preparación inóculo de <i>Metarhizium anisopliae</i> .....	56
Figura 26. Aplicación del hongo entomopatógeno en parcelas .....	57
Figura 27. Colecta de adultos de chinche salivosa, fase de campo .....	59
Figura 28. Colecta de insectos muertos (chinches salivosas) en jaulas, fase de campo ..	60
Figura 29. Caja petri, identificada con el respectivo tratamiento y fecha, fase de campo .	60
Figura 30. Cámara húmeda, fase de campo .....	61
Figura 31. Unidad experimental (jaula), utilizada fase de laboratorio.....	63
Figura 32. Colecta de adultos de chinche salivosa, fase de laboratorio .....	64
Figura 33. Croquis de la distribución de los tratamientos, casa de malla, fase de laboratorio .....	66
Figura 34. Distribución de jaulas, casa de malla .....	66

<b>FIGURA</b>	<b>PÁGINA</b>
Figura 35. Inóculos de hongo, fase de laboratorio .....	68
Figura 36. Inoculación de insectos, fase de laboratorio .....	68
Figura 37. Colecta de insectos muertos (chinchas salivosas), fase de laboratorio .....	69
Figura 38. Caja petri, insectos muertos (chinchas salivosas), fase de laboratorio .....	69
Figura 39. Cámara húmeda, fase de laboratorio .....	70
Figura 40. Insecto (chinche salivosa) observado en el microscopio.....	71
Figura 41. Gráfico de Normalidad de los residuos del porcentaje de parasitismo, fase de campo.....	73
Figura 42. Porcentaje de parasitismo de adultos de chinche salivosa, con cinco diferentes cepas de hongo <i>M. anisopliae</i> y una cepa de <i>B. bassiana</i> bajo condiciones de campo .....	74
Figura 43. Chinche salivosa parasitada, cepa CG 93-3, hongo <i>M. anisopliae</i> , fase de campo.....	75
Figura 44. Chinche salivosa parasitada, cepa NB, hongo <i>M. anisopliae</i> , fase campo .....	75
Figura 45. Gráfico de Normalidad de los residuos del porcentaje de parasitismo, fase de laboratorio.....	77
Figura 46. Porcentaje de parasitismo de adultos de chinche salivosa, de diferentes cepas de hongo <i>M. anisopliae</i> bajo condiciones de laboratorio .....	79
Figura 47. Porcentaje de parasitismo de la cepa GHA, hongo <i>B. bassiana</i> , producto comercial Mycotrol sobre adultos de chinche salivosa, fase de laboratorio .....	80
Figura 48. Chinche salivosa parasitada, cepa BISA, hongo <i>M. anisopliae</i> , fase laboratorio .....	81
Figura 49. Chinche salivosa parasitada, cepa PL43, hongo <i>M. anisopliae</i> , fase laboratorio .....	81
Figura 50. Gráfico de normalidad de los residuos del índice de mortalidad, fase de laboratorio .....	82
Figura 51. Índice de mortalidad de adultos de chinche salivosa, de diferentes cepas de hongo <i>M. anisopliae</i> bajo condiciones de laboratorio .....	84

<b>FIGURA</b>	<b>PÁGINA</b>
Figura 52. Índice de mortalidad de la cepa GHA, del hongo <i>B. bassiana</i> , producto comercial Mycotrol, fase de laboratorio .....	85
Figura 53A. Ubicación geográfica de la zona cañera de la costa sur de Guatemala .....	91
Figura 54A. Ubicación, Finca El Carmen Guadalupe .....	92
Figura 55A. Localización, Finca San Patricio .....	93
Figura 56A. Suelos, Finca San Patricio .....	94
Figura 57A. Ubicación, Finca Santa Elisa .....	95
Figura 58. Preparación de la solución de esporas de hongo <i>M. anisopliae</i> .....	102
Figura 59. Aplicación de la suspensión de esporas de hongo <i>M. anisopliae</i> .....	102
Figura 60. Bandejas de pilones de caña de azúcar, expuestos a la radiación solar .....	103
Figura 61. Lavado de esporas de hongo <i>M. anisopliae</i> en hojas de pilones de caña de azúcar.....	103
Figura 62. Gráfica del efecto de la radiación solar sobre esporas de hongo <i>M. anisopliae</i> .....	104
Figura 63. Tratamientos de fertilizante granulado de liberación lenta de 3 meses vrs testigo .....	107
Figura 64. Tratamientos de fertilizante granulado de liberación lenta de 9 mese vrs testigo.....	107
Figura 65. Gráfica del peso de raíz, pilones de caña de azúcar, fertilizantes de liberación lenta 3 y 9 meses .....	108
Figura 66. Gráfica del largo de raíz, pilones de caña de azúcar, fertilizantes de liberación lenta de 3 y 9 meses.....	109
Figura 67. Gráfica del peso de la plántula de caña de azúcar, fertilizante de liberación lenta de 3 y 9 meses .....	110
Figura 68. Gráfica de la altura de la plántula de caña de azúcar, fertilizantes de liberación lenta de 3 y 9 meses .....	111
Figura 69. Siembra de semillas de teca en sustrato de piedra pómez .....	113
Figura 70. Germinación de semillas de teca en las canastas con sustrato piedra pómez .....	113

<b>FIGURA</b>	<b>PÁGINA</b>
Figura 71. Plántulas de teca trasplantadas a bandejas con sustrato BM2:piedra pómez y coco:piedra pómez.....	114
Figura 72. Bandejas con pilones de teca .....	114
Figura 73. Tratamientos de enraizadores vrs testigo en pilones de teca .....	116
Figura 74. Gráfico de largo de raíz y altura de planta, utilizando enraizadores en pilones de teca ( <i>Tectona grandis</i> ) .....	117
Figura 75. Gráfico del peso de raíz, utilizando enraizadores en pilones de teca ( <i>Tectona grandis</i> ) .....	118
Figura 76. Gráfico de No. de hojas, utilizando enraizadores en pilones de teca ( <i>Tectona grandis</i> ) .....	119

## ÍNDICE DE TABLAS

<b>TABLA</b>	<b>PÁGINA</b>
Tabla 1. Posicionamiento de Guatemala en Centroamérica Zafra 2007-2008.....	25
Tabla 2. Clasificación sistemática del hongo <i>Metarhizium anisopliae</i> .....	35
Tabla 3. Clasificación sistemática del hongo <i>Beauveria bassiana</i> .....	43
Tabla 4. Tratamientos evaluados en fase de campo .....	52
Tabla 5. Dosis utilizadas en la fase de campo .....	58
Tabla 6. Tratamientos evaluados, fase de laboratorio.....	65
Tabla 7. Dosis utilizadas, fase de laboratorio .....	67
Tabla 8. Análisis de los supuestos de normalidad del porcentaje de parasitismo Shapiro-wilks (modificado), bajo condiciones de campo .....	72
Tabla 9. Análisis de ANDEVA para el porcentaje de parasitismo en adultos de chinche salivosa bajo condiciones de campo .....	73
Tabla 10. Análisis de los supuestos de normalidad del porcentaje de parasitismo Shapiro-wilks (modificado), bajo condiciones de laboratorio .....	76
Tabla 11. Análisis de ANDEVA para el porcentaje de parasitismo en adultos de chinche salivosa bajo condiciones de laboratorio.....	77

<b>TABLA</b>	<b>PÁGINA</b>
Tabla 12. Prueba de TUKEY para la variable del porcentaje de parasitismo, bajo condiciones de laboratorio .....	78
Tabla 13. Análisis de los supuestos de normalidad del índice de mortalidad Shapiro-wilks (modificado), bajo condiciones de laboratorio .....	82
Tabla 14. Análisis de ANDEVA para el índice de mortalidad en adultos de chinche salivosa bajo condiciones de laboratorio .....	83
Tabla 15. Prueba de TUKEY para la variable del índice de mortalidad, bajo condiciones de laboratorio .....	83
Tabla 16A. Porcentaje de parasitismo, hongos entomopatógenos <i>M. anisopliae</i> y <i>B. bassiana</i> bajo condiciones de campo.....	96
Tabla 17A. Porcentaje de parasitismo, hongos entomopatógenos <i>M. anisopliae</i> y <i>B. bassiana</i> bajo condiciones de laboratorio .....	97
Tabla 18A. Índice de Mortalidad, hongos entomopatógenos <i>M. anisopliae</i> y <i>B. bassiana</i> en adultos de chinche salivosa .....	98
Tabla 19. Tratamientos evaluados, en la evaluación de cinco dosis y dos tipos de fertilizante granulado de liberación lenta en el desarrollo de vitro-plantas de caña de azúcar .....	106
Tabla 20. Resumen de datos tomados en pilones de teca.....	117

**TRABAJO DE GRADUACIÓN REALIZADO EN BIOTECNOLOGÍA MAGDALENA (BioMAG), DIVISIÓN DE INVESTIGACIÓN Y DESARROLLO AGRÍCOLA, INGENIO MAGDALENA, LA DEMOCRACIA, ESCUINTLA, GUATEMALA, C.A.**

**RESUMEN**

Biotecnología Magdalena es una de las áreas esenciales del Ingenio Magdalena ubicado en el municipio de La Democracia, del departamento de Escuintla, ubicado en el kilometro 100 carretera a Sipacate. El Ingenio es una empresa dedicada a investigar, cultivar y procesar caña de azúcar (*Saccharum spp*). BioMAG es el área del departamento de investigación dedicada a la producción de entomopatógenos, producción de hortalizas, producción de pilones forestales, meristemos de caña de azúcar (*Saccharum spp*) y meristemos de orquídeas.

En Biotecnología Magdalena con el fin de mejorar la producción de hortalizas, en especial el cultivo de tomate (*Lycopersicon esculentum*), se realizó un diagnóstico de la problemática del cultivo, identificados como los principales: la poda, malos drenajes, no existe quema controlada de las plántulas infectadas, un mal raleo, así mismo como plagas y enfermedades. Por tal razón se realizó un recorrido en el área de siembra para poder observar las diferentes actividades que se le realizaban al cultivo y así poder identificar la actividad problema y con esto ayudar a mejorar la producción de tomate (*Lycopersicon esculentum*).

La investigación consistió en evaluar cepas del hongo *Metarhizium anisopliae* y *Beauveria bassiana*, en condiciones de campo y laboratorio para el control de la chinche salivosa (*Aeneolamia sp*). En la fase de campo, se procedió a realizar un muestreo 15 días antes de la aplicación de los hongos entomopatógenos, el muestreo consistió en marcar el surco No. 7 de cada parcela (parcela = 15 surcos), en este surco se marcaron 5 puntos al azar, en cada punto se marcaron dos metros lineales y ahí se realizó el conteo de adultos vivos, ninfas vivas y población de tallos; el cual nos sirvió de indicador de la plaga. Se utilizaron diferentes cepas: 1) 2139 (*M. anisopliae*) 2) NB (*M. anisopliae*) 3) PL-

43 (*M. anisopliae*) 4) CG 93-3 (*M. anisopliae*) 5) BISA (*M. anisopliae*) 6) Mycotrol (*Beauveria bassiana*) 7) Testigo. Dichos tratamientos se distribuyeron en bloques completamente al azar, la aplicación se dirigió a la base de los tallos de caña, por un lado del surco, el método utilizado fue de aspersión terrestre. Después de la aplicación se realizaron tres muestreos más a los tres, 17 y 32 días después de la aplicación y se procedió hacer la recolecta de adultos de chinche salivosa (*Aeneolamia sp*), posteriormente se trasladaron en jaulas, a estas jaulas se le realizaron muestreos diarios para poder extraer los adultos muertos y ser trasladados al laboratorio de Producción de *Metarhizium anisopliae*. Enseguida se realizaron las cámaras húmedas para poder hacer lecturas de los insectos parasitados.

En la fase de laboratorio, se procedió a coleccionar adultos de chinche salivosa (*Aeneolamia sp*) donde el historial del lote no tuviera aplicaciones de *Metarhizium anisopliae*, se coleccionaron 50 adultos por unidad experimental. Se utilizaron diferentes cepas: 1) 2139 (*M. anisopliae*) 2) NB (*M. anisopliae*) 3) PL-43 (*M. anisopliae*) 4) CG 93-3 (*M. anisopliae*) 5) BISA (*M. anisopliae*) 6) Mycotrol (*Beauveria bassiana*) 7) Testigo. Dichos tratamientos se distribuyeron completamente al azar, la aplicación del inóculo se dirigió a las paredes de la jaula y a la plántula de caña de azúcar que se encontraba dentro de la jaula tratando de que el insecto tuviera contacto con las esporas del hongo. A los tres días después de la aplicación se realizaron tres muestreos para poder realizar la recolecta de adultos de chinche salivosa (*Aeneolamia sp*). Posteriormente, se extrajeron los adultos muertos y estos se trasladaron al laboratorio de Producción de *Metarhizium anisopliae*. Donde se realizaron las cámaras húmedas para determinar los insectos parasitados.

Los servicios prestados durante el Ejercicio Profesional Supervisado se llevaron a cabo en el área de Biotecnología Magdalena (BioMAG), División de Investigación y Desarrollo Agrícola, Ingenio Magdalena S.A. Se realizó: La determinación de la viabilidad de las esporas de hongo *Metarhizium anisopliae* a diferentes tiempos de exposición directa a la radiación solar, la evaluación de cinco dosis y dos tipos de fertilizantes granulados de liberación lenta en el desarrollo de vitro-plantas de caña de azúcar (*Saccharum spp*) a nivel de invernadero, la producción de 120,000 pilones de Teca (*Tectona grandis*) y la evaluación de tres distintos enraizadores en pilones de teca

(*Tectona grandis*). Estas actividades se realizaron en un período de 10 meses, los cuales forman parte del ejercicio profesional supervisado el cual se realizó en el período de febrero a noviembre 2011.

## **CAPÍTULO I**

**DIAGNÓSTICO GENERAL DE PLAGAS Y ENFERMEDADES DEL CULTIVO DE TOMATE (*Lycopersicon esculentum*) DE BIOTECNOLOGÍA MAGDALENA (BioMAG), DIVISIÓN DE INVESTIGACIÓN Y DESARROLLO AGRÍCOLA, INGENIO MAGDALENA S.A., LA DEMOCRACIA ESCUINTLA, GUATEMALA. C.A**

## 1.1 PRESENTACIÓN

El Ingenio Magdalena es una empresa agroindustrial dedicada a la investigación, sus procesos requieren de actividades eficientes para poder obtener una buena producción en el campo y a nivel de fábrica.

Esta empresa además de cultivar y procesar caña; cultivan y cosechan hortalizas; como Tomate (*Lycopersicon esculentum*), Chile Jalapeño como Pimiento (*Capsicum sp.*), Cebolla (*Allium cepa*). También el Ingenio cuenta con laboratorios de meristemas y producción de entomopatógenos, las hortalizas que se cultivan son para consumo interno de la empresa, por lo cual se realizó el diagnóstico de plagas y enfermedades del cultivo de tomate (*Lycopersicon esculentum*) en el área de Biotecnología Magdalena (BIOMAG), del departamento de investigación y desarrollo agrícola, que es un departamento esencial del Ingenio Magdalena, S.A, ubicado en el kilómetro 100 carretera a Sipacate, La Democracia, Escuintla.

Para iniciar la zafra se debe de contar con una producción altamente productiva ya que es necesario que la cosecha este en óptimas condiciones, porque esta hortaliza será consumida por los cortadores de caña del Ingenio Magdalena, por esto mismo se realizó un diagnóstico general de las plagas y enfermedades que atacan al cultivo de tomate (*Lycopersicon esculentum*), por eso se identificó, reconoció, verificó y se caracterizó la problemática existente de las plagas y enfermedades del cultivo. Se emplearon diferentes métodos y recursos para lograr que la información sea objetiva.

## **1.2 MARCO REFERENCIAL**

### **1.2.1 Descripción General del Área**

La Finca San Patricio está ubicada geográficamente en el municipio de la Democracia, al suroeste del departamento de Escuintla a 106 kilómetros de la ciudad capital. Esta finca está ubicada a una altura de 48 msnm, con una latitud Norte  $14^{\circ}7'39.39''$ , longitud Oeste  $90^{\circ}57'54.11''$ . Sus colindancias son al norte con las fincas Santa Cristina y Quien Sabe, al sur con las fincas Las Ilusiones, Santa Mónica y Santa Elisa, al oeste con las fincas Santa Ricarda y Buganvilia y al este con la finca La Flor (Figura 1) (Del Cid 2011).

### **1.2.2 Ecología**

De acuerdo a la clasificación ecológica de Holdridge, se encuentra dentro de la zona de vida subtropical cálida. Esta caracterizada por una precipitación de 1700 mm y una temperatura promedio de de  $27.01^{\circ}\text{C}$ . Está ubicada en la Llanura costera del pacifico, abanico aluvial de los ríos Achíguate y Acomé (Del Cid 2011).

### **1.2.3 Condiciones Climáticas**

El clima de la región, según Thornthwaite, presenta las características siguientes: Época seca de diciembre a abril, época húmeda de mayo a noviembre, temperaturas máximas en los meses de marzo y abril, mínimas en diciembre y enero (Del Cid 2011).

### **1.2.4 Geología**

Periodo (Aluviones Cuaternarios), Tipo de roca (Rocas Sedimentarias) (Del Cid 2011).

### **1.2.5 Hidrografía**

Vertiente del pacifico, comparte 2 cuencas, área de captación del Rio Achiguate, y Área de captación del rio Acomé (Del Cid 2011).

### 1.2.6 Uso actual de la Tierra

El uso principal de esta área es para cultivar caña de azúcar, teniendo como conservación ecológica áreas boscosas naturales; así como explotación de zonas arenosas, con especies maderables como la Teca (*Tectona grandis*). (Figura 56A) (Del Cid 2011).



**Figura 1.** Ubicación geográfica Finca San Patricio

## 1.3 OBJETIVOS

### 1.3.1 General

- Elaborar el diagnóstico general sobre plagas y enfermedades del cultivo de Tomate (*Lycopersicon esculentum*) del área de Biotecnología Magdalena (BIOMAG).

### 1.3.2 Específicos

- Caracterizar la problemática existente que causan las plagas y enfermedades al cultivo de tomate (*Lycopersicum esculentum*).
- Jerarquizar los principales problemas de las plagas y enfermedades que causan al cultivo de tomate (*Lycopersicum esculentum*).
- Encontrar una solución al problema más importante que presenta el cultivo de tomate (*Lycopersicum esculentum*).

## 1.4 METODOLOGÍA

### 1.4.1 Fase de gabinete

El área de BIOMAG, analiza ciertas actividades relacionadas con la producción de tomate (fertilización, polinización, riego, etc.) a través de los registros de producción de cada cosecha ayudo a identificar y a la vez buscarle solución a los problemas de plagas y enfermedades dentro del cultivo de tomate (*Lycopersicum esculentum*).

Se realizó una revisión de literatura o fuentes secundarias de información (folletos informativos, registros de las producciones a través de los años).

### 1.4.2 Fase de campo

Para poder identificar la problemática en el campo, se realizo un recorrido en el área donde se encuentra el cultivo de tomate (*Lycopersicum esculentum*), procurando observar las diferentes actividades que se le realizan al cultivo: la poda, fertilización, riego, poniendo mucha atención a la poda, la cual es una actividad que difiere un poco en comparación al resto de las actividades del cultivo. Se procedió a realizar entrevistas, que es un diálogo directo con los trabajadores y técnicos de la finca, para obtener información relacionada con las plagas y enfermedades que presenta durante su ciclo el cultivo.

Luego de identificar la actividad que causa problemas al cultivo, en este caso la poda, ya que esta actividad sino se realiza adecuadamente hace que la plántula sea más propensa a las plagas y enfermedades, se procedió a realizar una colecta de plántulas que presenten síntomas de alguna plaga o enfermedad. Al hacer la recolecta de las plántulas posteriormente se realizaron cortes longitudinales de las hojas, para luego ser observados en un microscopio, también se recolectaron frutos y se les hicieron las pruebas correspondientes y esto nos ayudo para la determinación de las plagas y enfermedades, y así proporcionar una ayuda que mejore la producción del cultivo de tomate (*Lycopersicum esculentum*).

### 1.4.3 Fase de gabinete final

- Ordenación y tabulación de datos: Consistió en el ordenamiento y tabulación de la información obtenida mediante la fase anterior, de donde se obtuvieron las conclusiones y se definieron las plagas y enfermedades que afectan al cultivo.
- Elaboración del informe final: Una vez ordenada la información se procedió a la elaboración del diagnóstico final, expresando toda la información recopilada en las diferentes fases.

## 1.5 RESULTADOS

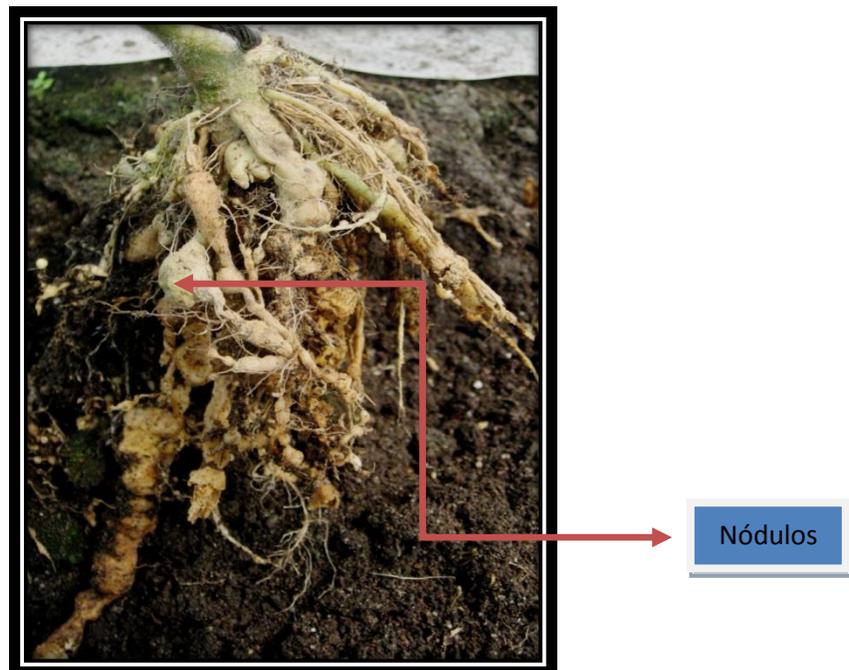
El tomate es una planta perteneciente a la familia de las solanáceas, su fruto es una baya de forma globosa y por lo general de color rojo cuando madura, pudiendo ser su superficie lisa o asurcada. La planta del tomate se ve afectada por varias enfermedades causadas por virus, bacterias, hongos e insectos. Dentro de las plagas y enfermedades se pudo observar:

### 1.5.1 Plagas

#### 1.5.1.1 Plagas del suelo

##### 1.5.1.1.1 Nemátodos

El daño se observó en las raíces, se puede observar en la figura 2 , las cuales presentan abultamientos circulares conocidos como nódulos, estos nódulos en forma de cuentas de un rosario son causados por los nematodos del genero *Meloydogine* sp.



**Figura 2.** Nódulos en las raíces del cultivo de tomate

### 1.5.1.1.2 Cortador, tierrero, nochero (*Agrotis spp.*)

El daño se observó en los tallos (figura 3), ya que las larvas los cortan o los atraviesan al ras del suelo, debilitando a la planta o el marchitamiento de la planta.

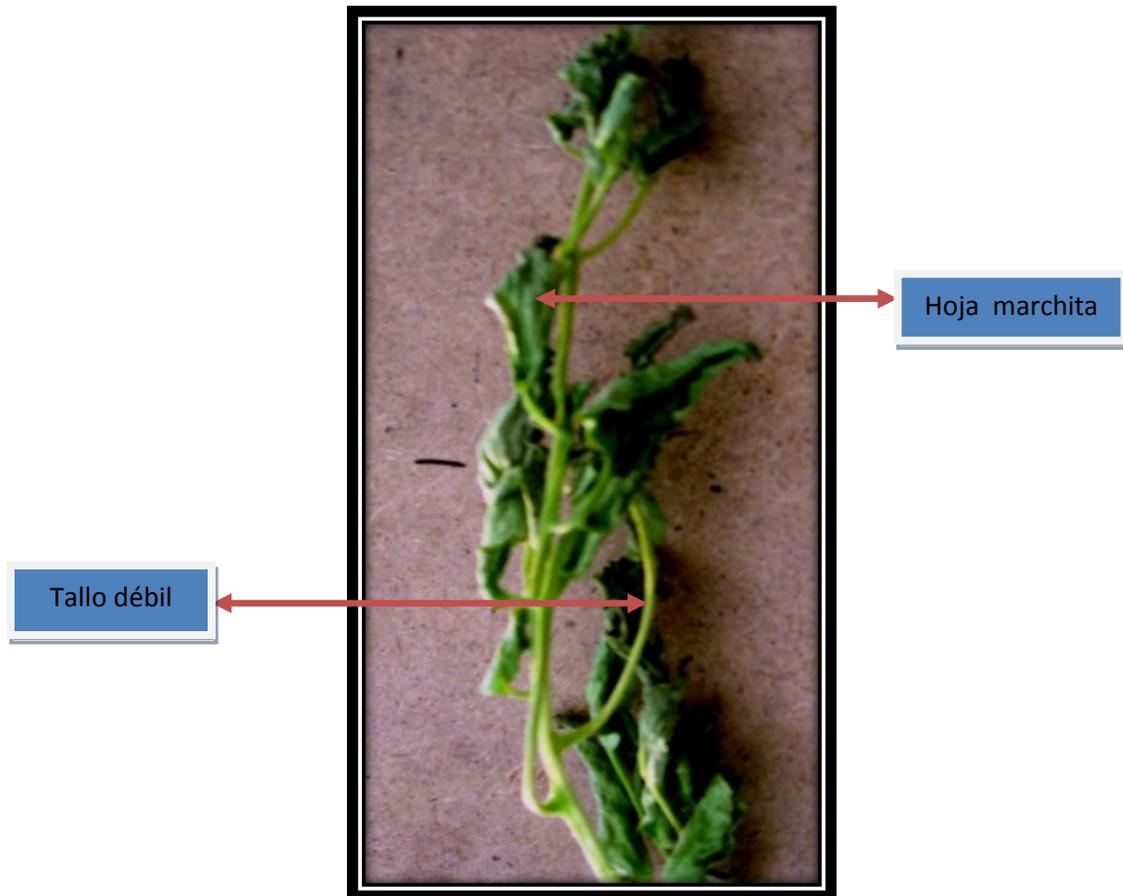
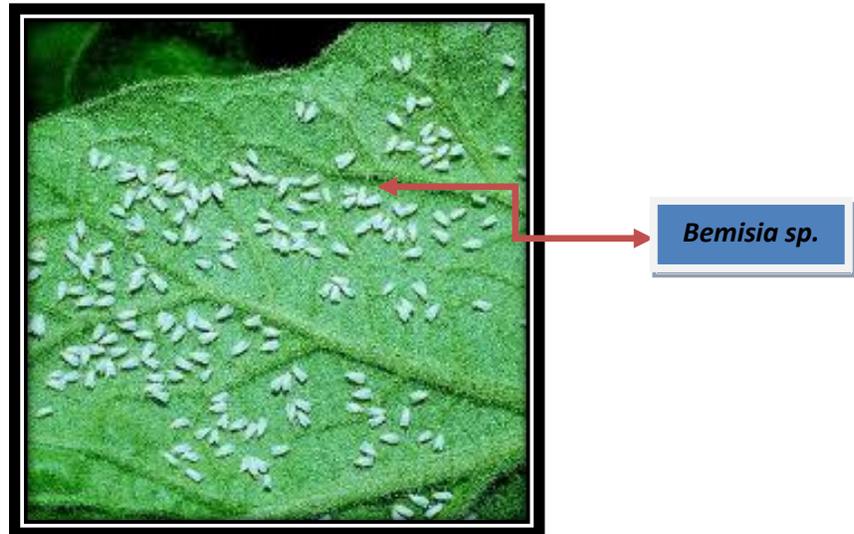


Figura 3. Marchitamiento de la plántula

### 1.5.1.2 Plagas del follaje y del fruto

#### 1.5.1.2.1 Mosca Blanca (*Bemisia sp.*)

El daño se observó en las hojas (figura 4), las ninfas succionan los nutrientes del follaje, hojas amarillas, moteadas y encrespadas, necrosis y defoliación. Transmiten el virus del mosaico dorado.



**Figura 4.** Hoja de tomate infestada de mosca blanca

#### 1.5.1.2.2 Tortuguilla, crisomélidos, vaquitas (*Diabrotica spp.*)

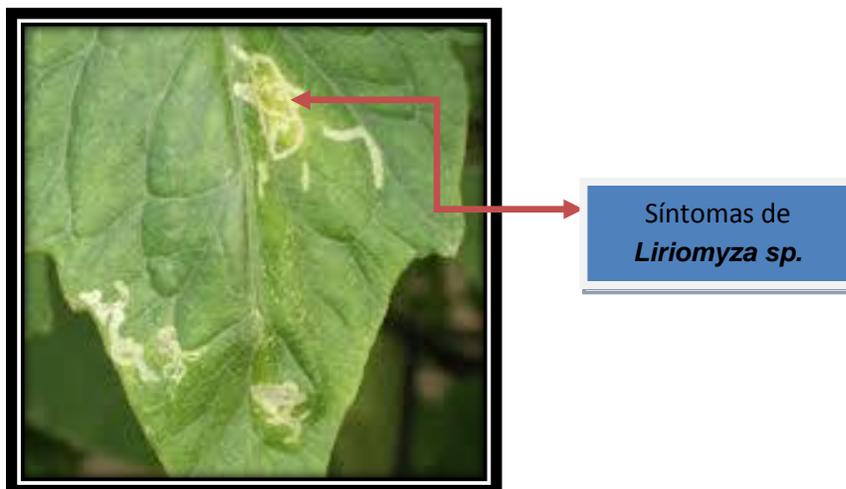
Los daños se observaron en las raíces: las larvas se alimentan de ellas, de hipocótilos y los nódulos. Las hojas: las larvas la amarillan y marchitan (figura 5). Los adultos se alimentan del follaje, dejando huecos grandes, atrasando su desarrollo. Los adultos son vectores de enfermedades virales.



**Figura 5.** Síntomas producidos por la tortuguilla

### 1.5.1.2.3 Minador serpentina de la hoja (*Liriomyza sp.*)

El daño se observa en las hojas (figura 6), las larvas forman minas y galerías al alimentarse, hojas viejas atacadas primero, estas se secan y caen. Los adultos producen puntos en la superficie.



**Figura 6.** Daño ocasionado por el minador

## 1.5.2 ENFERMEDADES

### 1.5.2.1 Mal de talluelo (*Pythium, Rhizoctonia, Fusarium*)

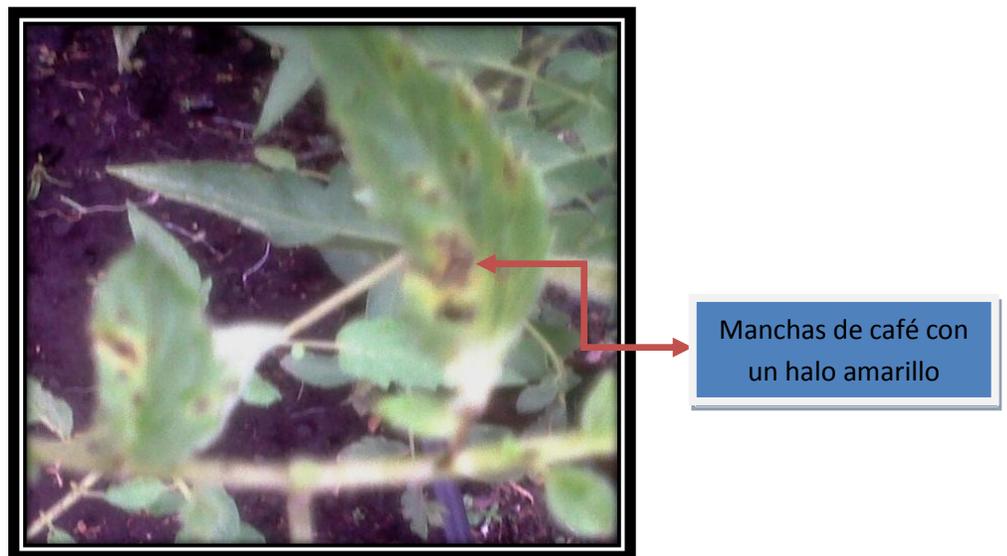
Se observó que esta enfermedad se desarrolla en suelos húmedos y pocos oxigenados, cuando el hongo ataca el área de la plántula, impide el paso de nutrientes y agua, esta se marchita y muere.

### 1.5.2.2 Tizón temprano (*Alternaria solani*)

El daño se observó en hojas y tallos, en las hojas (figura 8) se observaron pequeñas manchas de café a negro con un halo amarillo y anillos concéntricos. En los tallos (figura 7) se observaron pequeñas lesiones oscuras hundidas con anillos concéntricos.



**Figura 7.** Síntomas de *Alternaria solani* en el tallo de la plántula de tomate



**Figura 8.** Síntomas de *Alternaria solani* en las hojas de la plántula de tomate

### 1.5.2.3 Tizón tardío (*Phytophthora infestans*)

El daño se observó en tallos y follaje. En los tallos se observó una banda acuosa verde, esta se seca y torna castaño oscuro, estrangula y cae. En el follaje (figura 9) los síntomas que se observaron fueron zonas acuosas verde grisáceo, para luego necrosarse, y un crecimiento lanoso en el envés.

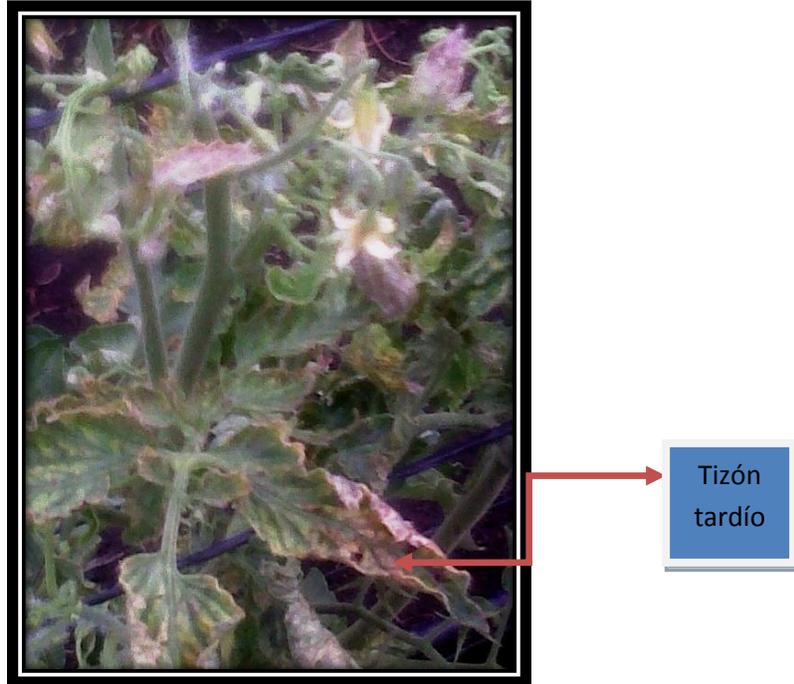


Figura 9. *Phytophthora infestans*, planta de tomate

#### 1.5.2.4 Virosis

Se observó un mosaico amarillento en las hojas (figura 10), provocando un parón en el crecimiento de la planta y una maduración irregular del fruto.

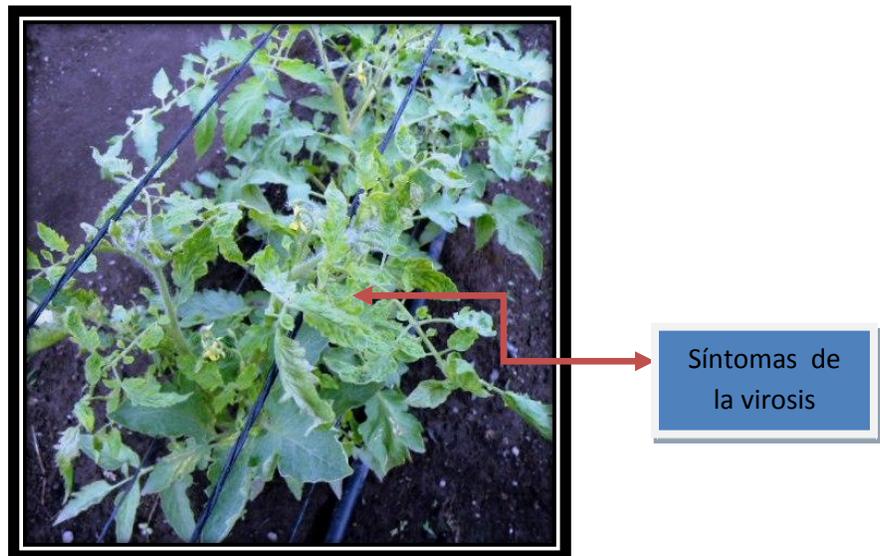
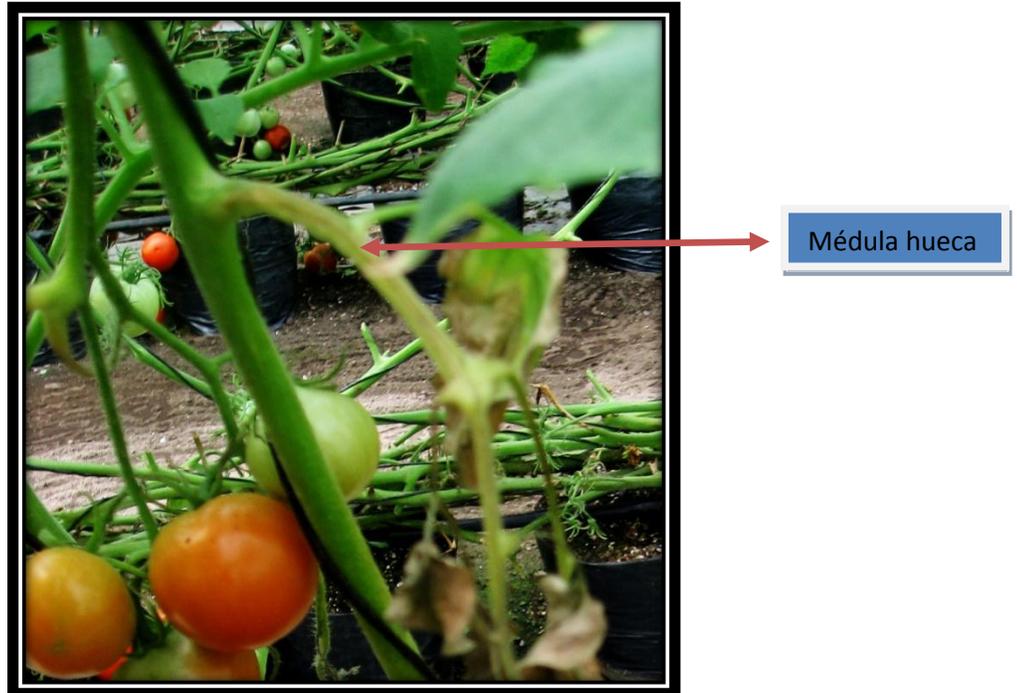


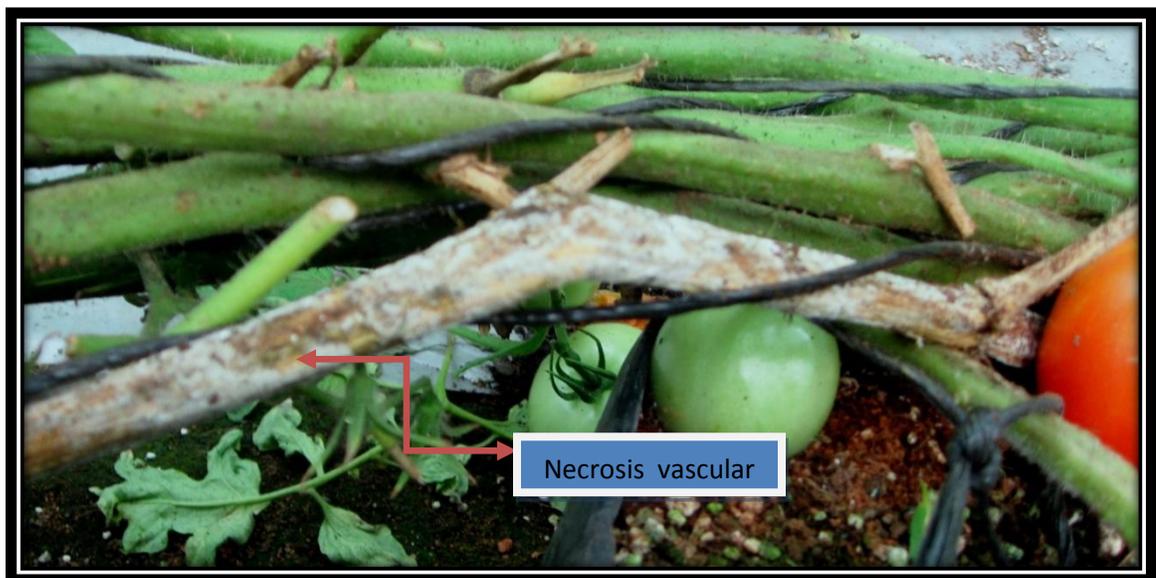
Figura 10. Síntomas de virosis, plántula de tomate

### 1.5.2.5 Chancro bacteriano (*Clavibacter michiganensis*)

Se observo el marchitamiento brusco de las hojas y el agrietamiento de los tallos (figura 12) y un síntoma clave para la detección de esta enfermedad fue que se observo la medula hueca (figura 11).



**Figura 11.** Médula hueca, síntoma de *Clavibacter michiganensis*



**Figura 12.** Necrosis vascular, síntoma de *Clavibacter michiganensis*

## 1.6 CONCLUSIONES

- De todas las actividades de las cuales se lograron observar en campo, la que mayor problema origina en la propagación de enfermedades es la poda, debido a que el trabajador no desinfecta sus utensilios de trabajo. El área que abarca el cultivo es de 5850 m<sup>2</sup>, es por tal razón que es necesario evitar la propagación de enfermedades ya que la producción es para consumo interno del ingenio y así poder reducir el presupuesto de la alimentación de los cortadores de caña en la temporada de zafra.
- Las diferentes actividades de forma jerárquica que se realizaron de forma inadecuada y fueron las causantes de la propagación de plagas y enfermedades son: La poda, no se realizó un drenaje adecuado, no existió una quema controlada de las plántulas infectadas, el raleo se realizó de forma inadecuada.
- La rotación de cultivos de diferentes ciclos es otro problema que se logró observar en la propagación de enfermedades, ya que el cultivo de tomate no se ha rotado durante muchos ciclos productivos.

## 1.7 RECOMENDACIONES

- Capacitar al personal que realiza las podas en el campo para que tengan una correcta manipulación y desinfección de los utensilios, y así asegurar de esta manera la calidad de la producción hasta el momento de la cosecha.
- Realizar rotación de cultivos, destruir los residuos al terminar la cosecha y evitar daños en las plantas en el control manual de malezas para que no penetren enfermedades.

## 1.8 BIBLIOGRAFIA

1. Cid, J Del. 2011. Localización de fincas Ingenio Magdalena (correo electrónico). Escuintla, Guatemala, Ingenio Magdalena, SIG.
2. EDIFARM, Internacional Centroamérica, GT. 2003. Manual de hortalizas EDIIFARM: el cultivo del tomate. Guatemala. p. 97-116.
3. Lexus Editores, ES. 2007. Biblioteca de la agricultura: tomate. Barcelona, España. p.622-625.



Vc-Bc. Rolando Barris

## 2 CAPÍTULO II

**EVALUACIÓN DE ENTOMOPATÓGENOS Y SU PARASITISMO PARA EL MANEJO DE LA CHINCHE SALIVOSA (*Aeneolamia sp*) EN EL CULTIVO DE LA CAÑA DE AZÚCAR (*Saccharum spp*) BAJO CONDICIONES DE CAMPO Y LABORATORIO, INGENIO MAGDALENA, LA DEMOCRACIA, ESCUINTLA, GUATEMALA, C.A.**

## 2.1 INTRODUCCIÓN

La caña de azúcar representa uno de los rubros agroindustriales más importantes para Guatemala, ya que actualmente el país se encuentra en América Latina y el Caribe en cuarto lugar como productor, en segundo lugar en Latinoamérica y el quinto lugar a nivel mundial como exportador. El cultivo de caña es uno de los principales productos de exportación tradicional que genera divisas económicas al país. El sector azucarero está conformado por 14 ingenios ubicados principalmente en los departamentos de Escuintla, Suchitepéquez y Retalhuleu (Figura 53A).

El cultivo de la Caña de Azúcar se ve afectado por un conjunto de plagas, de las cuales una de las principales que se ha reportado es la Chinche Salivosa (*Aeneolamia sp*). El manejo de las plagas que causan daño al cultivo de la caña de azúcar normalmente son controladas vía química, pero esto a través de los años ha ocasionado un severo daño al ambiente, sin contar el alto costo que tiene el utilizar tratamientos químicos.

En los últimos años ha cobrado importancia el control biológico, que ha constituido una solución relativamente justificable para la regulación de las poblaciones de insectos. Dentro del control biológico, se han realizado estudios sobre la utilización del hongo entomopatógeno *Metarhizium anisopliae* para el control y manejo de la Chinche Salivosa (*Aeneolamia sp*). Este hongo se utiliza como insecticida microbial para reducir las poblaciones de Chinche Salivosa (*Aeneolamia sp*).

El estudio del Hongo se hace cada día más importante, y se ha tenido la necesidad de identificar cepas que sean efectivas para el control de la chinche salivosa (*Aeneolamia sp*) y otros insectos.

El presente trabajo tuvo como objetivo evaluar cepas de hongo *Metarhizium anisopliae* y *Beauveria bassiana*, en condiciones de campo y laboratorio, para el control de la Chinche Salivosa (*Aeneolamia sp*).

## 2.2 DEFINICIÓN DEL PROBLEMA

El cultivo de caña de azúcar (*Saccharum spp*) es atacado por diversas especies de plaga, una de las cuales es la chinche salivosa (*Aeneolamia sp*), una de las mas importante en Guatemala (Azañon 1996).

La chinche salivosa (*Aeneolamia sp*) ha sido reportada en el cultivo de caña de azúcar (*Saccharum spp*) en Guatemala desde la década del 70, cuando el área sembrada era de 40,000 hectáreas, sin embargo su importancia ha ido incrementándose posiblemente por el aumento progresivo del área sembrada a través de los años (Azañon 1996).

Para el manejo de la chinche salivosa (*Aeneolamia sp*) existen varias alternativas de control: biológico, cultural, etiológico y químico. Este último es de costo elevado, ya que incrementa el deterioro de los sistemas de producción, como del ambiente.

Los agentes de control biológico son actualmente considerados alternativas o suplementos del uso de insecticidas químicos que, como se sabe, tiene efectos tóxicos en organismos inocuos, incluyendo animales y seres humanos. Los hongos entomopatógenos son factores clave en la regulación de las poblaciones de insectos de la naturaleza y están tomando cada vez más importancia como agentes de biocontrol de insectos plaga (COMIP 1998).

Para el control biológico de dicha plaga se ha utilizado el hongo entomopatógeno *Metarhizium anisopliae*.

En la actualidad existen diversas cepas de hongo *Metarhizium*, pero son muy pocas las que tienen las características deseadas. Algunas no causan un 100% de mortalidad, o es muy reducida, bien hay cepas que presentan un alto grado de patogenicidad pero el grado de virulencia es bajo o viceversa.

Por lo anteriormente expuesto se evaluaron cinco cepas de Hongo *Metarhizium anisopliae* y una de *Beauveria bassiana*, con el objetivo de encontrar una cepa que en campo y laboratorio tengan un control de calidad, como una mejor relación beneficio/costo y así nos pueda brindar la reducción de la plaga y permita obtener una excelente producción de caña.

## **2.3 MARCO TEÓRICO**

### **2.3.1 MARCO CONCEPTUAL**

#### **2.3.1.1 Importancia del Cultivo de la Caña de Azúcar**

La caña de azúcar es uno de los cultivos de mayor importancia en el país y uno de los mayores generadores de divisas. Actualmente se cultivan aproximadamente 220,000 hectáreas, convirtiéndose así en un importante generador de empleo (Maldonado, Andrea 2009).

La industria azucarera está compuesta por 14 ingenios y cuatro organizaciones que invierten en el desarrollo de dicha industria. El sector azucarero representa el 23.82% del valor total de la producción agrícola guatemalteca y 13.65% de las exportaciones totales del país, siendo el segundo sector económico que mas divisas genera (Ingenio Magdalena 2011).

Durante el 2008, el azúcar y la melaza produjeron un ingreso de US\$ 406.7 millones, representando alrededor del 3% del PIB nacional. Asimismo, se generaron 350,000 empleos directos e indirectos durante la zafra, siendo 62,000 empleos directos, de los cuales 33,000 corresponden a cortadores y personal de apoyo (Ingenio Magdalena 2011).

En América Latina y El Caribe, Guatemala se encuentra como el segundo exportador y cuarto productor. A nivel mundial, Guatemala se encuentra como el quinto exportador y el segundo en productividad por hectárea cultivada (Ingenio Magdalena 2011).

**Tabla 1.** Posicionamiento de Guatemala en Centroamérica Zafra 2007-2008

País	Ingenios Operando	Producción	
		TM	%
Panamá	4	148,783	3,65%
Costa Rica	16	361,972	8,89%
Nicaragua	4	495,207	12,16%
Honduras	7	385,554	9,47%
El Salvador	9	561,141	13,78%
<b>Guatemala</b>	14	2,119,357	52,05%
<b>Total</b>	54	4,072,014	100%

**Fuente: Ingenio Magdalena 2011, Escuintla Guatemala.**

Las plagas que causan las mayores pérdidas en caña de azúcar son la Chinche salivosa (*Aeneolamia postica* y *Prosapia simulans*), Barrenador de la caña de azúcar (*Diatraea saccharlis*), Barrenador menor de la caña (*Elasmopalpus lignosellus*), Pulgón amarillo de la caña de azúcar (*Sipha flava*) como la Gallina ciega (*phillophaga sp*), Chinche hedionda (*Scaptocoris talpa*) y Picudo (*Sphenophorus sp*) (Hernández 1997, Maldonado Andrea 2009).

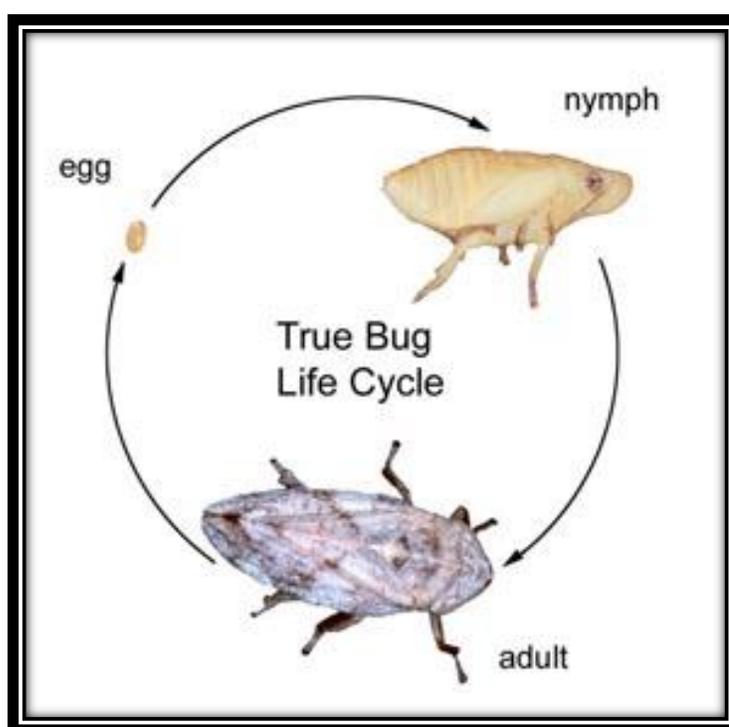
### 2.3.1.2 Chinche Salivosa

La chinche salivosa es un insecto chupador, tanto en su estado adulto como inmaduro. Su nombre común se debe a que en los estados inmaduros (ninfas) excreta un líquido que semeja saliva o espuma, que los protege de la deshidratación y de enemigos naturales. El daño que ocasionan es que las ninfas chupan la savia de las raíces, los adultos de las hojas; en grandes poblaciones pueden debilitar el crecimiento. En otros países se le conoce como salivazo (Colombia), mosca pinta (México) y candelilla (Venezuela). En inglés se le conoce como froghoppers o spittle bugs (COMIP 1998, King y Saunder 1984).

La chinche salivosa es un insecto de la familia Cercopidae, orden Homóptera. En Guatemala se han encontrado las especies *Aeneolamia postica*, *A. albofasciata*, *A. varia*, *Prosapia bicincta* y *P. simulans*; siendo *A. postica* la más frecuente y la más amplia distribuida (COMIP 1998)

### 2.3.1.2.1 Ciclo biológico

La chinche salivosa presenta una metamorfosis incompleta o hemimetábola, pasando por los estados de huevo, ninfa y adulto.



**Figura 13.** Ciclo biológico de la chinche salivosa (*Aeneolamia sp*)

Los huevos son muy pequeños, 0.75 mm de largo y 0.25 mm de ancho. Cada hembra puede depositar entre 200 y 300 huevos, la mayor parte en los primeros 2 centímetros del suelo y el resto entre los tallos de caña: sin embargo también pueden ser depositados en tejido vegetal. Los huevos eclosionan a los 16 y 17 días, bajo condiciones de laboratorio en Guatemala, cuando no son diapáusicos.

En Guatemala las hembras depositan únicamente huevos diapáusicos a finales de agosto y principios de septiembre, los cuales pasan en el estado de verano en el suelo (de octubre a abril).

Al llegar el invierno la diapausa se rompe y surge la primera generación de ninfas. Durante el invierno se presentan cuatro generaciones intercaladas, dando lugar a cuatro picos poblacionales.

La primera generación de ninfas aparece en abril, al principiar el invierno, bajo las condiciones de la costa sur de Guatemala. Al emerger de los huevos, las ninfas buscan inmediatamente la planta hospedera y se instala en la base del tallo, hasta alcanzar su estado adulto. En ese lugar excreta el líquido espumoso que las protege y les permite succionar las raicillas. Las ninfas pasan por 5 estadios o instares en un proceso metamórfico gradual que dura de 28 a 30 días. Los instares se diferencian entre sí por el aumento de tamaño y desarrollo de las alas.

Los adultos recién emergidos se quedan unas horas dentro de la espuma, luego buscan las hojas y principian a alimentarse. Generalmente en las axilas de las hojas durante las horas más cálidas, siendo más móviles sobre el follaje en horas frescas y por la noche. La cópula se da un día después de la emergencia del adulto y 2 ó 3 días después las hembras principian a ovopositar; la duración del estado adulto en laboratorio es 6 a 8 días (COMIP 1998).



**Figura 14.** Huevecillo, Chinche salivosa (*Aeneolamia sp*)

**Fuente: CAÑAMIP 2008.**



**Figura 15.** Ninfa, Chinche salivosa (*Aeneolamia sp*)



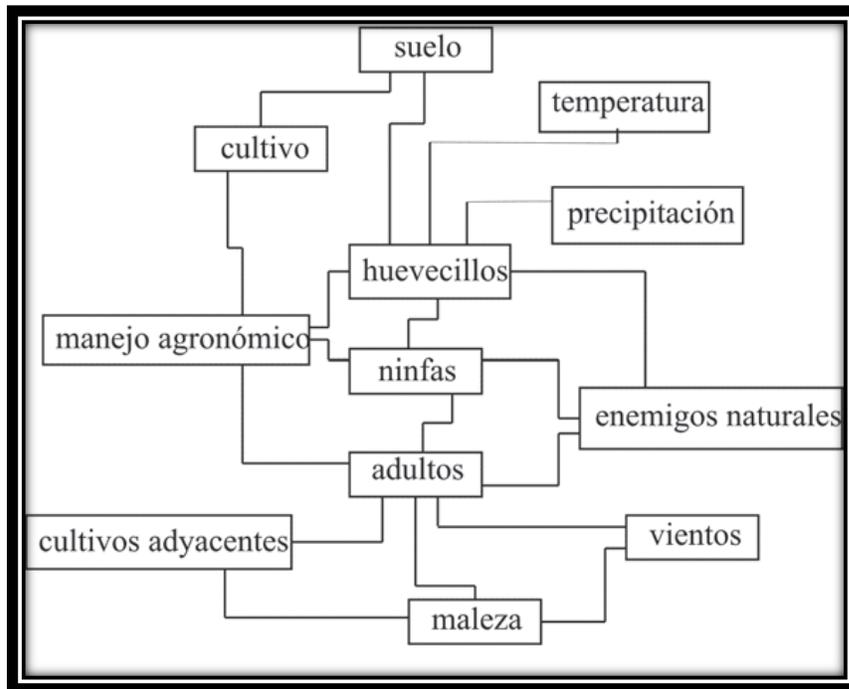
**Figura 16.** Adulto, Chinche salivosa (*Aeneolamia sp*)

#### **2.3.1.2.2 Relación insecto-planta**

La chinche salivosa que ataca a la caña de azúcar, también se hospeda y alimenta en otras gramíneas. En el caso de la caña de azúcar, las hembras ovipositan principalmente en el suelo entre tallos y a profundidades de 2 cm. Al emerger las ninfas se dirigen directamente a la base de los tallos, en donde se anclan, se protegen con espuma y se alimentan, hasta alcanzar su estado adulto. Luego los adultos buscan el follaje para alimentarse y copular.

El daño ocasionado por las ninfas, cuando se alimentan en las raíces, es de poca importancia en relación al causado por los adultos del follaje; sin embargo en plantas jóvenes bajo fuertes ataques de ninfas, las hojas pueden tornarse amarillas, luego café y el crecimiento puede retardarse.

Al alimentarse de la savia de las hojas, los adultos inyectan una sustancia toxica que ocasiona necrosis de los tejidos. El daño principia alrededor de los puntos de succión, estos se tornan amarillos y luego se desarrolla una necrosis que se expande longitudinalmente en 1 o 3 semanas. En ataques severos la necrosis puede cubrir toda o la mayor parte de la hoja y del follaje causando el daño conocido como quemazón (COMIP 1998).



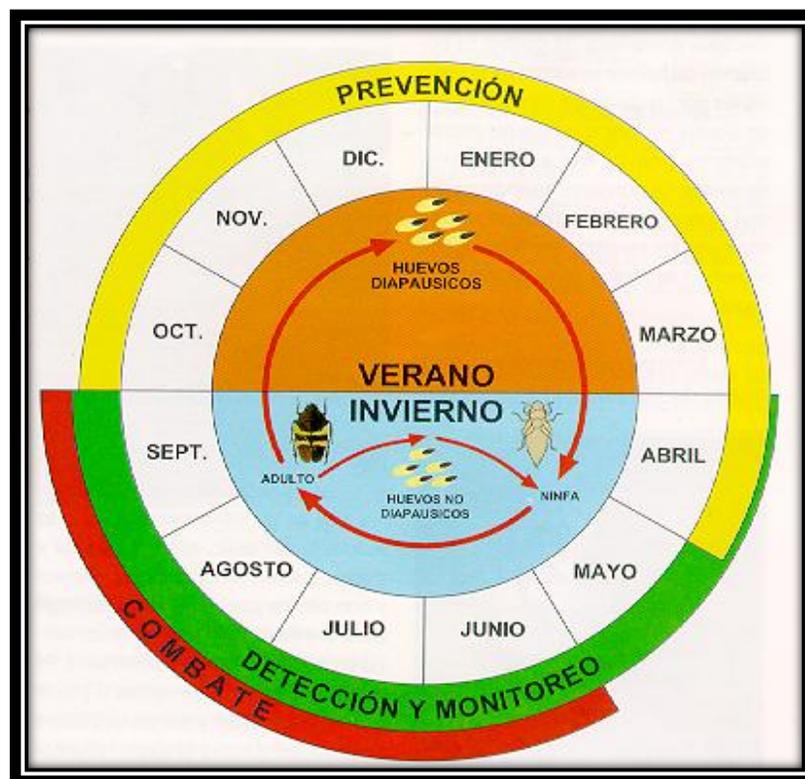
**Figura 17.** Componentes del sistema de la chinche salivosa - caña de azúcar

**Fuente:** García C.G, López J, Nava M.E, Villanueva J.A, Vera J, 2006.

### 2.3.1.2.3 Estrategia de control

Considerando la secuencia en que se aplican las medidas de control de cualquier plaga, la estrategia general de control de la chinche salivosa en caña de azúcar sugiere tres tipos de medidas:

- a) Preventivas.
- b) Monitoreo.
- c) Combate.



**Figura 18.** Secuencia operacional del manejo de la chinche salivosa en caña de azúcar, en relación a su ciclo biológico

**FUENTE: COMIP 1998.**

a) Prevención

Las tácticas preventivas son la base del manejo integrado de plagas para reducir la cantidad de huevos viables del insecto. La mayoría de estas prácticas forman parte del manejo normal del cultivo, por lo que su implementación no ocasiona una inversión adicional. Son importantes, ya que su realización adecuada y oportuna dependerá la cantidad de ninfas y adultos durante la época lluviosa (COMIP 1998).

b) Monitoreo

Las medidas preventivas de control están orientadas a evitar que las poblaciones de chinche salivosa sobrepasen los umbrales económicos y causen pérdidas considerables, sin embargo estas medidas no siempre serán suficientes. Por condiciones

muy favorables para la plaga o por migraciones, esta puede en ciertos momentos o áreas, proliferar y alcanzar niveles que requieren la aplicación de medidas de combate.

Por esta razón es necesario mantener un programa de monitoreo preciso, económico y de fácil aplicación, que permita detectar a tiempo el momento y las áreas cuando la población de la plaga sobrepase los niveles permitidos. (COMIP 1998).

#### c) Control

Las tácticas de combate de la chinche salivosa se implementan cuando se tiene niveles críticos de 0.15 ninfas/tallos, 0.1 adultos/tallo o 47 adultos/trampa/semana y 3 ninfas o 2 adultos/tallo o 1436 adultos/trampa/semana. Dentro de este grupo de tácticas se incluyen los controles microbianos, etiológico y químico.

Las tácticas de control se pueden orientar hacia los brotes o bien hacia el total de la unidad de control que puede ser uno o más lotes por pantes, que hayan superado en promedio umbrales (COMIP 1998).

#### **2.3.1.3 Hongos entomopatógenos**

Los hongos entomopatógenos son factores claves en la regulación de las poblaciones de insectos en la naturaleza y han adquirido importancia en el control de insectos plaga. Aunque los micoinsecticidas aun constituyen un porcentaje pequeño dentro del mercado total de insecticidas, los hongos entomopatógenos son la única alternativa de control microbiano para insectos chupadores que se alimentan de efluidos animales y vegetales y para ortópteros (principalmente *Acrididae*) y coleópteros plaga no tienen ningún patógeno viral o bacteriano conocido (Maldonado Andrea 2009).

Los hongos entomopatógenos juegan un papel importante, como un agente controlador o como un factor natural de mortalidad que garantiza la protección de los cultivos.

El hongo entomopatógeno puede ser usado en tres formas diferentes para el control de insectos, los métodos de control son: colonización, insecticida microbial y control integrado. El método de control será determinado por las características del hongo y del insecto plaga (Solares 1997).

Las ventajas de los agentes biológicos controladores de plagas son: su alto grado de especificidad para el control de plagas, poco o casi ningún efecto en insectos benéficos, y al hombre, ausencia de resistencia del insecto y la ausencia de residuos en el ambiente (Solares 1997).

Los hongos entomopatógenos mas utilizados como agentes para controlar insectos plagas, pertenecen a las géneros *Beauveria*, *Verticillium*, *Paecilomyces*, *Tolypocladium* y *Metarhizium* (Maldonado Andrea 2009).

#### **2.3.1.3.1 Formulación y aplicación de los hongos entomopatógenos**

Las esporas del hongo pueden ser aplicadas en polvo, rociadas o en gránulos. La mejor formulación depende de la especie del hongo. Usualmente se ha intentado la formulación con poco inóculo y en forma de insectos enfermos o material cultivado. La época de aplicación deberá coincidir con la presencia de la etapa susceptible del hospedero, pero también deberá tomarse en cuenta las condiciones ambientales (Solares 1997).

La luz ultravioleta disminuye la eficiencia del *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorokin siendo más recomendables aplicar en horas muy tempranas de la mañana o desde las 15:00 hrs. en adelante, utilizando una mezcla no menor de 40 lt/ha en aplicaciones aéreas (Solares 1997).

### **2.3.1.3.2 Modo de acción de los hongos entomopatógenos**

El proceso de ataque comienza con la adhesión de los conidios a la cutícula del insecto, luego se produce la germinación que lo fija en la cutícula creándose una hifa de penetración que introduce en el interior del insecto. Una vez dentro, se multiplican rápidamente y se dispersan a través del cuerpo. La muerte del huésped es ocasionada por la destrucción de tejidos y, ocasionalmente, por toxinas producidas por los hongos (Gómez 2008).

Una vez que el huésped muere, los hongos emergen de su cuerpo para producir esporas, las cuales, llevadas por el viento, lluvia o por otros insectos pueden expandir la infección (Gómez 2008).

### **2.3.1.4 Hongo *Metarhizium anisopliae***

#### **2.3.1.4.1 Historia**

*Metarhizium anisopliae* Metchnikoff fue descubierto en 1878 *Anisoplia austriaca*, comúnmente conocido como escarabajo de los cereales, de donde recibió su epíteto específico. Es un hongo haploide, deuteromiceto, actualmente reconocido por ser entomopatógeno para más de 200 especies, incluyendo varias especies de plagas importantes de cinco órdenes de insecto cadmeas de arácnidos (Maldonado A, Ovalle W, Queme J.L, Márquez, J.M, Ebert M, 2007).

Puesto que, ante el uso de insecticidas químicos este hongo ofrece una alternativa amigable con el ambiente, es de mucho interés para el control de plagas de importancia para la agricultura, principalmente la búsqueda de cepas más virulentas par aplicaciones de control biológico (Maldonado A, Ovalle W, Queme J.L, Márquez, J.M, Ebert M, 2007).

En general, *Metarhizium anisopliae* posee varias características que lo presentan como un agente microbiano de control muy interesante: causa alta mortalidad en poblaciones de larvas de *Galleria* y otras especies de laboratorio, el hongo se puede reproducir en cantidades masivas sobre medios artificiales muy económicos y las conidias

se pueden almacenar fácilmente. Además, a diferencia de *Beauveria*, su efecto no está limitado a periodos púpales del hospedero (Maldonado A, Ovalle W, Queme J.L, Márquez, J.M, Ebert M, 2007).

Este hongo se produce comercialmente en países como Australia, Sudáfrica, Alemania, Brasil, Guatemala, entre muchos otros, En algunos casos, para el control de plagas de la caña de azúcar tales como la chinche salivosa son: *Aeneolamia varía saccharina* Dist. y en el caso de Guatemala *Aeneolamia postica* y *Prosapia simulans*, que son la plaga que mas perdidas provocan al cultivo. En caña de azúcar, este hongo también ha demostrado ser efectivo en el control de plagas del suelo como Gallina Ciega, Chinche hedionda y Picudo (Maldonado A, Ovalle W, Queme J.L, Márquez, J.M, Ebert M, 2007).

Debido a esto, la utilización de *Metarhizium anisopliae* es una práctica que está tomando auge como método de control de estas plagas (Maldonado A, Ovalle W, Queme J.L, Márquez, J.M, Ebert M, 2007).

#### 2.3.1.4.2 Clasificación sistemática

**Tabla 2.** Clasificación sistemática del hongo *Metarhizium anisopliae*

<b>Subdivisión</b>	Deuteromycotina.
<b>Clase</b>	Hyphomycetes.
<b>Orden</b>	Moniliales
<b>Familia</b>	Moniliaceae
<b>Genero</b>	<i>Metarhizium</i>
<b>Especie</b>	<i>Metarhizium anisopliae</i>

**Fuente: Alemán Mario 1997**

### 2.3.1.4.3 Características del hongo entomopatógeno *Metarhizium anisopliae*

Los hongos entomopatógenos, de manera general, son capaces de producir estados sumamente resistentes para asegurar su sobrevivencia durante periodos de condiciones desfavorables en el medio ambiente, y son capaces de diseminarse rápidamente en una población de insectos debido a liberaciones naturales de masas de esporas acarreada por el viento (Melgar 1996).

Las posibilidades de usar hongos entomopatógenos como *Metarhizium anisopliae* para el control de plagas de insectos fueron considerados por primera vez en la última parte del siglo XIX y actualmente está siendo utilizado en distintos países como Brasil, Venezuela, Costa Rica, USA, Nueva Zelanda, México, etc. y de igual manera podría ser utilizado en Guatemala (Melgar 1996).

Es un hongo entomopatógeno de distribución mundial, con un amplio rango de ordenes: ortóptera, coleóptera, homóptera, díptera, hemíptera, lepidóptera e himenóptera. Produce conidios unicelulados de color verde, usualmente forma un tubo germinativo. El micelio es hialino y los conidióforos sencillos o ramificados (Melgar 1996).



**Figura 19.** Micelio del hongo entomopatógeno *Metarhizium anisopliae*

*M. anisopliae* presenta micelios septado, conidióforos característicos sobre los cuales surgen los conidios en las columnas compactas, los conidios son generalmente unicelulares y cilíndricos de dimensiones variadas (Azañon 1996)

La especie *M. anisopliae* se caracteriza por tener fialides cilíndricas, sosteniendo conidios cilíndricos que se adhieren lateralmente formando columnas conidiales (Azañon 1996)

Las dimensiones de los conidios de *Metarhizium* se caracterizan por tener de 5 a 7.5 micras de largo y de 2.3 a 3.7 micras de ancho (Azañon 1996)

Crece bien en medios artificiales, orgánicos e inorgánicos (papa dextrosa-agar o PDA y arroz). Crece y esporula en un rango de temperatura de 25°C y 30°C. La luz es importante (fase oscura o lumínica). Se dan contradicciones acerca de si la humedad relativa es indispensable para producir la infección. La capa externa del integumento del insecto facilita la germinación de los conidios. La capacidad de parasitar depende de la concentración del inóculo, del hospedero y su estado fisiológico (Melgar 1996).

La especificidad de los aislamientos limita las posibilidades de ataques a especies diferentes al hospedero original. No es dañino a animales de sangre caliente (Melgar 1996).

#### **2.3.1.4.4 Modo de acción**

El hongo al encontrar condiciones favorables de humedad y temperatura germina sobre el insecto produciendo un tubo germinativo en un tiempo mínimo de 12 horas en un rango de temperatura de 23 a 30 °C y una humedad relativa superior al 70% (Ajalec 1996).

En los extremos del tubo germinativo ocurre una ramificación de hifas formando una estructura denominada apresorios. En la parte superior de los apresorios aparece la

formación de la estaquilla la cual penetra por la epicutícula y procutícula del insecto. No todos los hongos presentan esta estructura (Ajalec 1996).

En la penetración se relacionan dos procesos principales, el físico, es el efecto que causan las hifas al romper las áreas membranosas esclerosadas y el químico que resulta de la acción de las enzimas (proteasas, lipasas, quitinasas), que facilitan la penetración mecánica de las conidias. En el área de penetración o alrededor se presenta una histólisis, (descomposición de tejidos por acción enzimática). Las áreas más comunes de penetración del hongo son: el aparato bucal, regiones intersegmentales y tarsos (Ajalec 1996).

Al penetrar el hongo se inicia el proceso de colonización del hospedero. Después de la muerte del insecto el hongo crece en el cadáver y en todos los tejidos internos donde ha penetrado, mas no ocurre desintegración del insecto porque al patógeno secreta sustancias antibacteriales. El tiempo de colonización puede variar de 76 a 120 horas dependiendo del insecto y de las condiciones ambientales. Presenta la siguiente secuencia: sistema digestivo y tubos de Malpighi, sistema nervioso, músculos y tráqueas (Ajalec 1996).

La principal vía de penetración del patógeno es el tegumento. Los insectos adultos infectados presentan movimientos lentos, no se alimentan, reducen su radio de acción y las hembras dejan de ovopositar (Ajalec 1996).

La muerte del insecto ocurre por la producción de micotoxinas que producen toxicidad en la hemolinfa. El crecimiento vegetativo del hongo produce bloqueo mecánico del aparato digestivo y otros daños por el crecimiento acelerado del micelio (Ajalec 1996).

Las fases del ciclo patógeno-hospedero, principalmente germinación, penetración y reproducción son dependientes de las condiciones ambientales como temperatura, húmedas y radiación ultravioleta (Ajalec 1996).

Los adultos y las ninfas inicialmente presentan crecimiento micelial blanco sobre el cuerpo seguido por esporulación verde abundante. El ciclo total del hongo es de 10 días, el periodo para germinar y penetrar es de 3-4 días, la colonización ocurre 2-3 días y la esporulación de 2-3 días (Ajalec 1996).

#### **2.3.1.4.5 Aplicación del hongo**

La aplicación del hongo se efectúa a partir de una suspensión de conidios. La época de aplicación debe coincidir con el periodo lluvioso. El umbral a partir del cual debe ser efectuadas las aplicaciones debe ser de 5 ninfas por tallo de caña de azúcar, con una dosis mínima de  $5 \times 10^{12}$  conidios por ha. El tratamiento es más eficiente si las aplicaciones se realizan en las horas de menor radiación solar (Ajalec 1996).

Las aplicaciones pueden ser efectuadas vía terrestre y aéreas. Otra forma sería a través de la liberación de adultos y ninfas inoculadas con el hongo para que sirvan de fuente de inóculo (Ajalec 1996).

#### **2.3.1.4.6 Persistencia del hongo**

El hongo puede permanecer en el área tratada sobre materia orgánica y sobre cadáveres de insectos. Esto puede ser comprobado mediante la ocurrencia de epizootias en áreas no tratadas. Los conidios sobre las hojas de la caña de azúcar pueden permanecer viables durante 120 hrs y esto varía de acuerdo a las condiciones climáticas. La fase de resistencia del hongo está representada por microescleriosis y clamidiosporas (Ajalec 1996).

Los focos primarios de la enfermedad empiezan con un bajo número de insectos enfermos. Pueden ser formados debido a la migración de insectos enfermos a partir de estructuras de patógeno que ese encuentra en el suelo (Ajalec 1996).

En la región cañera de Guatemala las epizootias se presentan de septiembre a octubre coincidiendo con la reducción de las poblaciones de cercópodos (Ajalec 1996).

#### **2.3.1.4.7 Efecto de la radiación**

El efecto de la radiación ultravioleta puede ser estimulante, no afectar o ser perjudicial a los patógenos. Esto depende del microorganismo, de su fase de crecimiento y de la cantidad de radiación recibida. La radiación puede causar efectos nocivos en la germinación y sobre el estado inicial de crecimiento del tubo germinativo (Ajalec 1996).

#### **2.3.1.4.8 Producción de toxinas**

Los entomopatógenos tienen capacidad de sintetizar toxinas. La destruxina producida por *Metarhizium anisopliae*, es utilizada de alguna forma en el ciclo patógeno-hospedero. La variabilidad genética de los hongos permite seleccionar aislamientos altamente toxicogénicos para ser utilizados en el control microbiano de plagas insectiles (Ajalec 1996).

#### **2.3.1.4.9 Control de calidad**

El control de calidad es una fase muy importante en la producción, en la adquisición de conidios de proveedores y en la aplicación de nivel de campo. En este control, para el caso de la producción y de los conidios adquiridos de proveedores, se cuantifican los conidios por gramo de producto (o por cc dependiendo de la presentación final) y la viabilidad de los mismos (% de germinación). En ambas pruebas es importante obtener una muestra representativa del producto que se quiera evaluar para evitar confusión en la interpretación de resultados. El control de calidad de los conidios incluye su cuantificación, viabilidad y parasitismo (Alemán W. 1998).

##### **a) Cantidad de conidios**

Los conidios se cuantifican con la cámara de Neubauer. Inicialmente se pesa una cantidad de producto (conidios puros o formulados) y se suspende en un volumen conocido de una solución de agua y surfactante al 0.01%. Es importante que al mezclar el producto con la solución se rompan todos los agregados que pudieran existir. Al estar suspendido el producto, se realizan diluciones hasta que se tenga una suspensión con una coloración verde tenue.

Con la suspensión preparada se procede a llenar la cámara de Neubauer, la cual se observa en un microscopio compuesto (de preferencia si es con contraste de fases) y se ubican los campos donde se realizarán las lecturas, Se esperan dos minutos para que los conidios se asienten y se procede a la lectura. En la cámara de Neubauer se realizarán las lecturas en los cuadrantes con dimensiones 1 x 1 x 0.1 mm (factor  $1 \times 10^4$ ), tratando que la cantidad de conidios por campo oscile entre 100 y 200 (manejable con diluciones). El resultado se expresa en número de conidios por gramo de producto. Cuando la presentación del producto es un líquido, se mide una alícuota (puede ser 1cc) y se realizarán las diluciones necesarias. La manera de contar los conidios y el resultado se expresa en número de conidios por centímetro cúbico de producto (Alemán W. 1998).

#### b) Viabilidad

Viabilidad d un producto es una medida de la cantidad de conidios que tengan la capacidad de germinar, expresada en porcentaje. Para esta evaluación se prepara una suspensión del producto en una solución de agua y surfactante al 0.01% en un tubo de ensayo. La suspensión se homogeniza y se siembra aplicando una gota con una pipeta Pasteur en una caja de Petri en la que previamente se han colocado 15 cc de medio de cultivo (PDA) (Alemán W. 1998).

La gota se dispersa con una varilla doblada sobre el medio de cultivo y se deja en incubación durante 20 horas en oscuridad a una temperatura de 26 °C. Luego se realizarán las lecturas de germinación.

Para ello, en cada caja Petri se efectuarán tres lecturas de la siguiente manera: con la ayuda de un microscopio de contraste de fases, utilizando un aumento de 400X, se enfocarán tres campos contando la cantidad de conidios germinados y totales en cada uno (Alemán W. 1998).

Con lo anterior se calcula el porcentaje de germinación de cada campo con la siguiente fórmula:

$$G = (C_g / C_t) \times 100$$

Donde:

G = Porcentaje de germinación.

Cg = Numero de conidios germinados.

Ct = Numero de conidios totales.

Las tres lecturas (correspondientes) se promedian, teniendo con ello el porcentaje de germinación de cada muestra. Si la formulación del producto es líquida, se toma una alícuota de la misma y se diluye en una solución de agua y surfactante al 0.01%, procediendo de la misma manera que para el caso de los productos en estado sólido.

Con los datos de viabilidad y cuantificación de conidios se procede a dosificar con base en la aplicación de  $5 \times 10^{12}$  conidios viables por hectárea (Alemán W. 1998).

#### c) Parasitismo

La evaluación del parasitismo sirve para verificar la eficiencia de control del hongo sobre el insecto plaga. Para el efecto se colectan del campo 100 adultos vivos después de cada aplicación, los cuales se colocan en cajas Petri estériles y húmedas. Con los insectos muertos, se procede a realizar cámaras húmedas, desinfectando los insectos previamente en una solución de hipoclorito de sodio al 3% durante un minuto y tres lavados posteriores en agua estéril. Los insectos se secan con un papel previamente esterilizado y con la ayuda de pinzas estériles se colocan en los portaobjetos de la cámara húmeda. Las observaciones y el control de la humedad en el interior de la cámara se realizan diariamente. Finalmente se efectúa un recuento total de insectos parasitados (que presenten estructuras típicas provenientes de las uniones de las placas del cuerpo) y se relaciona con la cantidad total de insectos observados, pudiendo así calcular el porcentaje de parasitismo. La recolección de los adultos se realiza un día después de la aplicación cuando ésta se haya dirigido a los adultos y cuatro días después de la aplicación si fue a ninfas (Alemán W. 1998).

### 2.3.1.5 Hongo *Beauveria bassiana*

*Beauveria bassiana* es un hongo deuteromiceto que crece de forma natural en los suelos de todo el mundo. Su poder entomopatógeno le hace capaz de parasitar a insectos de diferentes especies, causando la conocida enfermedad blanca muscardina. Pertenece a los hongos entomopatógenos y actualmente es utilizado como insecticida biológico o biopesticida controlando un gran número de parásitos de las plantas como son las orugas, las termitas, las moscas blancas, los áfidos, los escarabajos o los tisanópteros (Wikipedia 2011).

#### 2.3.1.5.1 Clasificación sistemática

**Tabla 3.** Clasificación sistemática del hongo *Beauveria bassiana*

<b>Reino</b>	Fungi
<b>División</b>	Deuteromycotina
<b>Clase</b>	Deuteromycetes
<b>Orden</b>	Moniliales
<b>Familia</b>	Moniliaceae
<b>Genero y especie</b>	<i>Beauveria bassiana</i> (Balsamo) Vuillemin

**Fuente:** Menéndez 2011.

#### 2.3.1.5.2 Ciclo infeccioso

El modo de acción de este hongo entomopatógeno consta de diferentes etapas. Cuando las esporas microscópicas del hongo entran en contacto con las células de la epicutícula del insecto, estas se adhieren e hidratan. Las esporas germinan y penetran la

cutícula del insecto. Una vez dentro, las hifas crecen destruyendo las estructuras internas del insecto y produciendo su muerte al cabo de unas horas. Tras ello, si las condiciones ambientales son favorables, pueden emerger del cadáver esporas del hongo con capacidad para ser propagadas de nuevo y reinfectar a nuevos insectos (Wikipedia 2011).



**Figura 20.** Micelio del hongo entomopatógeno *Beauveria bassiana*

#### **2.3.1.5.3 Utilización en el control biológico de plagas**

Algunos productos basados en el poder entomopatógeno de *Beauveria bassiana* se están empleando como insecticidas Biológicos o Biopesticidas registrados, si bien deben tenerse en cuenta tanto el poder patógeno de cada una de las cepas como concentración de los productos y los tipos de formulación que protegen las esporas vivas del hongo (Wikipedia 2011).

##### **2.3.1.5.3.1 Mycotrol SE**

Nombre Comercial: Mycotrol ES

Ingrediente Activo: Esporas del hongo *Beauveria bassiana* Cepa GHA.

Origen: Derivado de cultivos del hongo (Menéndez 2011).

## Descripción general

La cepa GHA del hongo *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill., fue desarrollada por Mycotech y el departamento de Agricultura de los Estados Unidos (USDA) para control de plagas. Mycotech patentó un proceso de producción exclusivo para producir el hongo (Menéndez 2011).

Mycotrol ES es un insecticida biológico (micoinsecticida) basado en la actividad de esporas (conidias) vivas del hongo entomopatógeno *Beauveria bassiana* cepa GHA es un parásito especializado y tiene una capacidad de matar especies diferentes de insectos. Numerosos estudios confirman que *Beauveria bassiana* cepa GHA es un agente de control que no tiene efecto alguno sobre el hombre, insectos benéficos y animales domésticos (Menéndez 2011).

Mycotrol ES es uno de los productos ampliamente recomendados por la EPA para sustituir a los insecticidas químicos convencionales en programas de manejo de plagas. Por tratarse de un agente de control biológico, Mycotrol Es está completamente libre de restricciones de residuos en alimentos, y puede ser aplicado hasta el momento de cosecha. Mycotrol ES es completamente compatible con las prácticas de la agricultura orgánica, y es recomendado especialmente en la protección de cultivos en producción de alimentos orgánicos para la exportación (Menéndez 2011).

Mycotrol ES puede ser mezclado con la gran mayoría de los insecticidas. Algunos fungicidas selectivos, particularmente aquellos que son selectivos contra Oomycetes, son compatibles con Mycotrol ES, y pueden ser mezclados en el mismo tanque (Menéndez 2011).

## **2.3.2 MARCO REFERENCIAL**

La investigación se realizó en tres distintas fincas de La Democracia, Escuintla.

### **2.3.2.1 Finca El Carmen Guadalupe**

#### **2.3.2.1.1 Localización y descripción del área**

La Finca el Carmen se encuentra localizada hacia el sur-este del Ingenio Magdalena. Se deben recorrer aproximadamente 7 km en carretera de terracería, para llegar a la zona de estudio. El camino utilizado es transitable todo el año. (Figura 54A) (Del Cid 2011).

#### **2.3.2.1.2 Colindancias**

- N Finca Santa Rita
- S Finca Santa Fe
- O Finca San Carlos Arzú, Finca La Selva y Aldea El Terrero
- E Finca Polonia y Finca Luceros (Del Cid 2011).

#### **2.3.2.1.3 Ubicación geográfica**

La Finca se localiza en las coordenadas 90° 59' 0.51" O y 14° 3' 31.86" N (Del Cid 2011).

#### **2.3.2.1.4 Precipitación anual**

1775 mm promedio anual (Estación Bugarvilia a 8.5 Km al noreste) (Del Cid 2011).

#### **2.3.2.1.5 Temperatura**

26.98°C promedio anual (Estación Bugarvilia a 8.5 Km al noreste) (Del Cid 2011).

#### **2.3.2.1.6 Condiciones climáticas**

Época seca de diciembre a abril, época húmeda de mayo a noviembre, temperaturas máximas en los meses de marzo y abril, mínimas en diciembre y enero (Del Cid 2011).

#### **2.3.2.1.7 Vegetación**

Actualmente se utiliza el 100% del área para el cultivo comercial de caña de azúcar (Del Cid 2011).

#### **2.3.2.1.8 Zona de vida**

Bosque húmedo subtropical cálido (Del Cid 2011).

#### **2.3.2.1.9 Características edafológicas**

Fluventic Hapludolls Franca Gruesa 75% del área, Typic Ustifluvents Arenosa 25% del área (Del Cid 2011).

#### **2.3.2.1.10 Región fisiográfica**

Planicie costera del pacífico, sobre el área de captación del río Acomé (Del Cid 2011).

### **2.3.2.2 Finca San Patricio**

#### **2.3.2.2.1 Localización y descripción del área**

La Finca San Patricio se ubica en el Municipio de la Democracia Departamento de Escuintla.. El camino utilizado es transitable todo el año. (Figura 55A) (Del Cid 2011).

#### **2.3.2.2.2 Ubicación geográfica**

La Finca se localiza en las coordenadas geográficas 90°57'54.11" Oeste, 14°07'39.39" Norte. (Figura 1) (Del Cid 2011).

### **2.3.2.2.3 Geología**

Periodo (Aluviones Cuaternarios), Tipo de roca (Rocas Sedimentarias) (Del Cid 2011).

### **2.3.2.2.4 Fisiografía**

Llanura costera del pacifico, abanico aluvial de los ríos Achiguate y Acomé (Del Cid 2011).

### **2.3.2.2.5 Hidrografía**

Vertiente del pacifico, comparte 2 cuencas, área de captación del Rio Achiguate, y Área de captación del rio Acomé (Del Cid 2011).

### **2.3.2.2.6 Precipitación pluvial y temperatura promedio anual**

La precipitación es de 1700 mm y la temperatura promedio es de 27.01 °C (Del Cid 2011).

### **2.3.2.2.7 Uso actual de la Tierra**

El uso principal de esta área es para cultivar caña de azúcar, teniendo como conservación ecológica áreas boscosas naturales; así como explotación de zonas arenosas, con especies maderables como la Teca (*Tectona grandis*). (Figura 56A) (Del Cid 2011).

## **2.3.2.3 Finca Santa Elisa**

### **2.3.2.3.1 Ubicación geográfica**

Municipio de La Democracia, departamento de Escuintla. (Figura 57A) (Del Cid 2011).

### **2.3.2.3.2 Colindancias**

N Finca Santa Matilde

S Finca Quien Sabe y Finca Santa Cristina

O Aldea Ceiba Amelia

E Aldea Las Delicias, Finca Villa Laura y Finca Asunción (Del Cid 2011).

#### **2.3.2.3.3 Coordenadas**

90° 56' 45.14" O y 14° 10' 21.54" N (Del Cid 2011).

#### **2.3.2.3.4 Precipitación anual**

1775 mm promedio anual (Estación Bugarvilia a 6 Km al sur) (Del Cid 2011).

#### **2.3.2.3.5 Temperatura**

26.98°C promedio anual (Estación Bugarvilia a 6Km al sur) (Del Cid 2011).

#### **2.3.2.3.6 Condiciones climáticas**

Época seca de diciembre a abril, época húmeda de mayo a noviembre, temperaturas máximas en los meses de marzo y abril, mínimas en diciembre y enero (Del Cid 2011).

#### **2.3.2.3.7 Vegetación**

Actualmente se utiliza el 100% del área para el cultivo comercial de caña de azúcar (Del Cid 2011).

#### **2.3.2.3.8 Zona de vida**

Bosque húmedo subtropical cálido (Del Cid 2011).

#### **2.3.2.3.9 Características edafológicas**

Fluventic Hapludolls Franca Gruesa 100% del área (Del Cid 2011).

#### **2.3.2.3.10 Región fisiográfica**

Planicie costera del pacífico, 50% sobre el área de captación del río Acomé y 50% sobre el área de captación del río Achíguate (Del Cid 2011).

## 2.4 OBJETIVOS

### 2.4.1 Objetivo General

- Evaluar la eficacia de cepas de hongos entomopatógenos en el manejo de la chinche salivosa (*Aeneolamia sp.*) en el cultivo de caña de azúcar (*Saccharum sp.*) bajo condiciones de campo y laboratorio.

### 2.4.2 Objetivos Específicos

- Determinar que cepa de hongo *Metarhizium anisopliae* produce un mayor parasitismo en las poblaciones de chinche salivosa (*Aeneolamia sp.*) bajo condiciones de campo.
- Determinar que cepa de hongo *Metarhizium anisopliae* produce un mayor parasitismo en las poblaciones de chinche salivosa (*Aeneolamia sp.*) bajo condiciones de laboratorio.
- Determinar que cepa de hongo *Metarhizium anisopliae* produce un mayor índice de mortalidad en las poblaciones de chinche salivosa (*Aeneolamia sp.*) bajo condiciones de laboratorio.
- Determinar si la cepa de *Beauveria bassiana* produce un efecto sobre la población de chinche salivosa (*Aeneolamia sp.*).

## 2.5 HIPÓTESIS

- Ha: Al menos una cepa de los hongos entomopatógenos evaluados presento un mayor parasitismo sobre adultos de la chinche salivosa (*Aeneolamia sp*).
- Ha: Al menos uno de los hongos entomopatógenos evaluados, reduce las poblaciones de chinche salivosa (*Aeneolamia sp*) en el cultivo de caña de azúcar (*Saccharum officinarum*).
- HØ: En la evaluación del parasitismo sobre las poblaciones de chinche salivosa (*Aeneolamia sp*) no existen diferencias significativas entre las cepas de hongos entomopatógenos.

## 2.6 METODOLOGÍA

La investigación consistió en la evaluación cepas de hongos entomopatógenos para el control de la chinche salivosa. Para ello el estudio se dividirá en dos fases: la de campo y laboratorio.

### 2.6.1 FASE DE CAMPO

#### 2.6.1.1 Ubicación del área experimental

El área experimental se ubicó en la Finca El Carmen, Lote No. 05 y No. 06, Ingenio Magdalena, ubicado en el municipio de La Democracia del departamento de Escuintla. Los lotes se seleccionaron con base en la información de niveles de la plaga en los últimos años.

#### 2.6.1.2 Descripción de los tratamientos

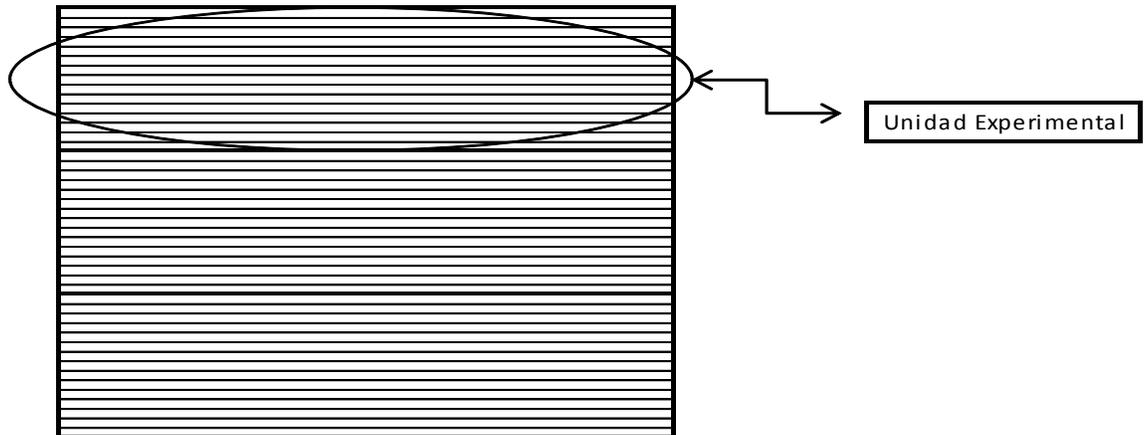
**Tabla 4.** Tratamientos evaluados en fase de campo

No. TRATAMIENTO	CEPA	HONGO ENTOMOPATÓGENO	ORIGEN
1	2139	<i>Metarhizium anisopliae</i>	Canadá
2	NB	<i>Metarhizium anisopliae</i>	Nicaragua
3	PL – 43	<i>Metarhizium anisopliae</i>	Brasil
4	CG 93 – 3	<i>Metarhizium anisopliae</i>	CENGICAÑA Guatemala
5	BISA	<i>Metarhizium anisopliae</i>	Dr. Badilla
6	Mycotrol (GHA)	<i>Beauveria bassiana</i>	Estados Unidos
7	Testigo	Ninguno.	-----

Fuente: CENGICAÑA Guatemala 2011.

### 2.6.1.3 Unidad experimental

La unidad experimental lo constituyo la parcela, que se conformó por 15 surcos. El número de unidades experimentales para la investigación fue de 21 parcelas dentro de la Finca el Carmen.



**Figura 21.** Croquis unidad experimental Finca el Carmen

### 2.6.1.4 Diseño experimental

El diseño experimental que se empleó fue el de una distribución de bloques completamente al azar, con siete tratamientos y tres repeticiones, lo cual hace un total de 21 unidades experimentales.

A continuación se presenta el modelo estadístico que validó la distribución planteada.

$$Y_{ij} = \mu + T_i + \beta_j + \varepsilon_{ij}$$

$Y_{ij}$  = Porcentaje de parasitismo de la chiche salivosa (*Aeneolamia sp*)

$\mu$  = Media del porcentaje de parasitismo de la chiche salivosa (*Aeneolamia sp*)

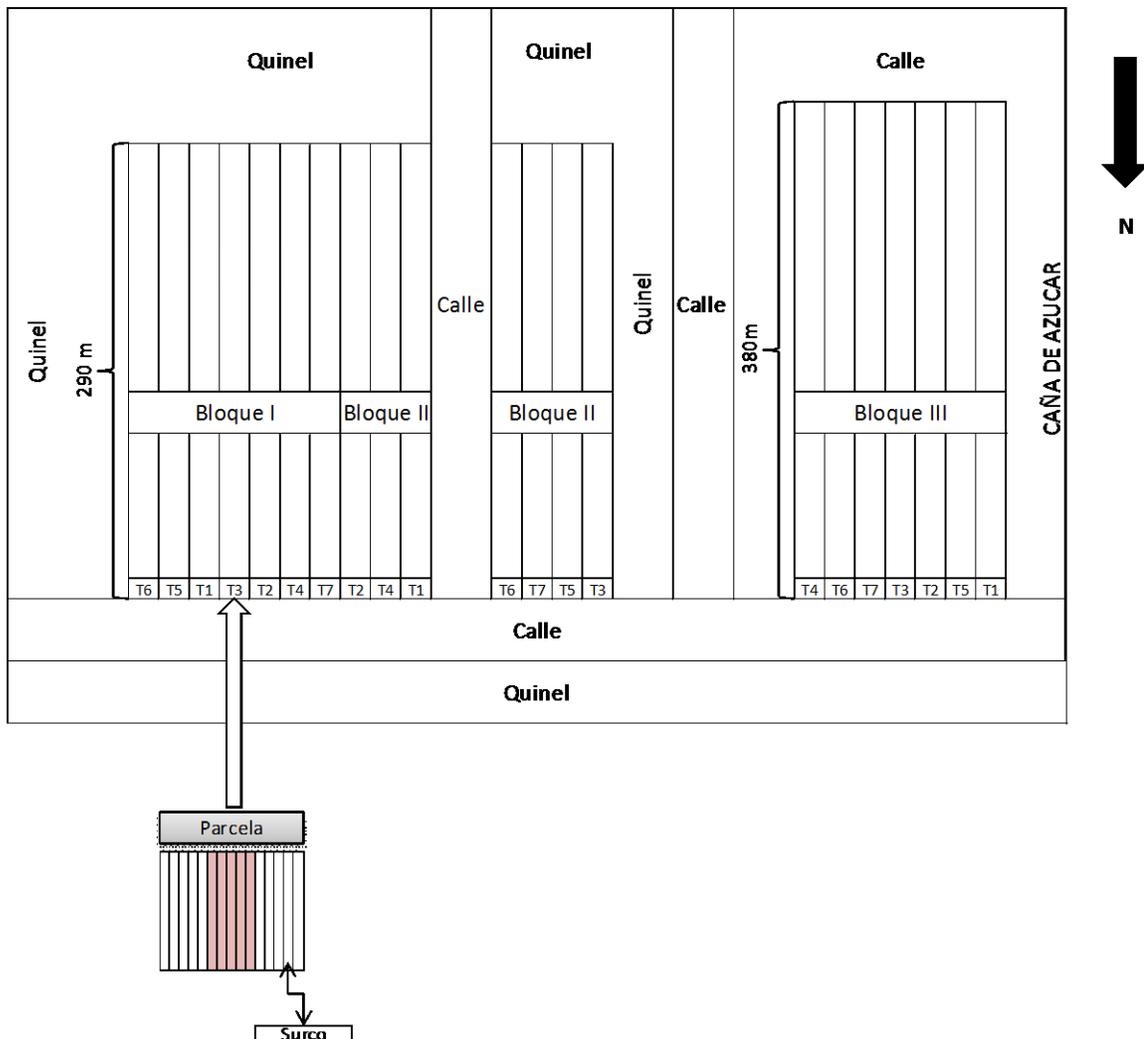
$T_i$  = Efecto de la  $i$ -ésima cepa de hongos entomopatógenos.

$\beta_j$  = Efecto del  $j$ -ésimo bloque.

$\varepsilon_{ij}$  = Error experimental

### 2.6.1.5 Distribución de los tratamientos

Las diferentes aplicaciones de cepas de hongos entomopatógenos a nivel de campo se distribuyeron en bloques completamente al azar, por cada tratamiento se marcaron cinco surcos centrales en donde se realizaron las aplicaciones. Las parcelas de la repetición uno y dos contaron con un área de 0.65 ha., y las parcelas de la repetición tres con un área de 0.78 ha.



**Figura 22.** Croquis de la parcela experimental Finca el Carmen, lotes 05 y 06

### 2.6.1.6 Muestreos

Se realizaron cuatro muestreos los cuales fueron a los 15 días antes de la aplicación, 4, 17 y 32 días después de la aplicación.

#### 2.6.1.6.1 Metodología de los muestreos

1. En cada parcela se marcó el surco No. 7, ahí es donde se realizó el muestreo.
2. En el surco se distribuyeron 5 puntos de muestreo al azar.
3. En cada punto se marcaron dos metros lineales de cultivo o tres macollas continuas (tamaño de la unidad básica de muestreo).
4. En cada punto de muestreo se hicieron conteos de adultos vivos, ninfas vivas y población de tallos. El monitoreo que se realizó para el conteo de adultos vivos fue de revisar con cuidado la parte superior y en especial en los cogollos de la caña y así contar los adultos libres de chinche salivosa. Para el conteo de ninfas vivas se desbajaron los tallos de la caña y se contaron los salivazos que se encontraron entre los tallos de la macolla. Y para la población de tallos se contaron y registraron el total de tallos de la muestra.
5. Se estimó la relación de adultos/tallo y ninfa/tallo.



**Figura 23.** Salivazos de ninfas entre tallos de la macolla de caña de azúcar



**Figura 24.** Adulto vivo de chinche salivosa encontrado en el tallo de la caña de azúcar

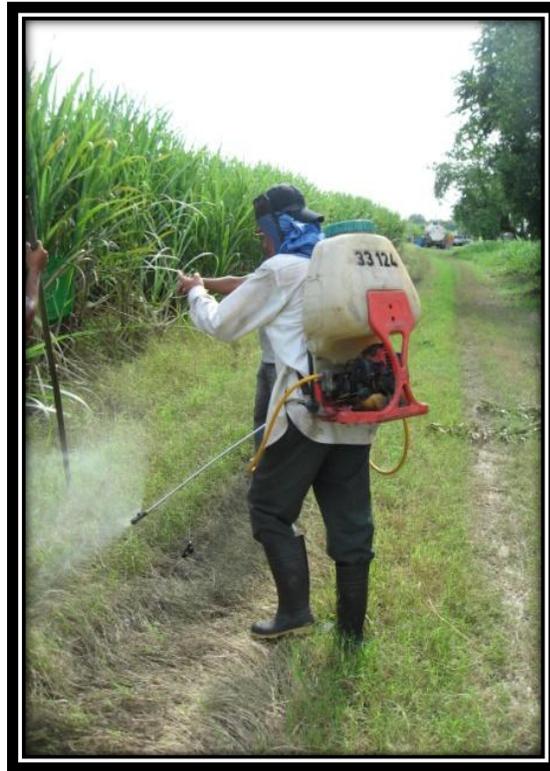
#### 2.6.1.7 Aplicación de hongos entomopatógenos

Para cada cepa de hongo se preparó la fuente de inóculo y se le realizaron sus respectivas pruebas de viabilidad, el inóculo de la cepa del hongo de *Beauveria bassiana* no se preparó ya que se utilizó un producto comercial de nombre: Mycotrol ES, y su ingrediente activo: son las esporas del hongo *Beauveria bassiana* cepa GHA.



**Figura 25.** Preparación inóculo de *Metarhizium anisopliae*

El método que se utilizó es de aspersión terrestre, la formulación será líquida, en la cual la mezcla fue de agua mas hongo y adherente, la aplicación se dirigió en la base de los tallos de la caña, por un lado del surco. La dosis fue de de  $5 \times 10^{12}$  conidios/ha.



**Figura 26.** Aplicación del hongo entomopatógeno en parcelas

Las aplicaciones se realizaron en horas de la madrugada y por la tarde; ya que el hongo *Metarhizium anisopliae* germina en un tiempo mínimo de 12 horas en un rango de una temperatura de 23 °C a 30 °C y una humedad relativa superior al 70%. (1)

**Tabla 5.** Dosis utilizadas en la fase de campo

Cepa	Viabilidad	Dosis	gr / Dosis 5E12	gr / Parcela R <sub>1</sub> y R <sub>2</sub>	gr / Parcela R <sub>3</sub>	Volumen (lt) H <sub>2</sub> O/Parcela		Volumen lt/Surco	
						R1 y R2	R3	R1 y R2	R3
<b>2139</b>	92	5.00 E12	1955	1271	1681	190	320	12.67	21.33
<b>NB</b>	99	5.00 E12	1695	1102	1458	190	320	12.67	21.33
<b>PL43</b>	94	5.00 E12	1667	1084	1434	190	320	12.67	21.33
<b>CG 93 - 3</b>	97	5.00 E12	1420	923	1221	190	320	12.67	21.33
<b>BISA</b>	99	5.00 E12	1333	866	1146	190	320	12.67	21.33
<b>MYCOTROL</b>		2.00 E13*				190	320	12.67	21.33

\*esporas por litro.

**Fuente: Laboratorio *Metarhizium* BIOMAG 2011.**

#### **2.6.1.8 Colecta y traslado de adultos de chinche salivosa**

La colecta de insectos consistió en capturar 50 adultos de chinche salivosa vivos por parcela; esta se realizó en los surcos del No. 6 al 10. Estos se depositaron en botellas plásticas con agujeros para que los insectos puedan respirar, dentro de la botella se creó un hábitat similar en el que vive el insecto ya que se colocaron hojas de la caña para el insecto pueda sobrevivir.

El traslado de insectos se realizó en unas jaulas que se crearon para que el insecto tenga un poco más de movilidad y un periodo más largo de vida, la jaula está cubierta por agryl para evitar la fuga de los insectos, dentro de esta hay una maceta con un pilón de caña de azúcar para que el insecto esté en su hábitat, cada jaula comprende de 50 adultos de chinche salivosa vivos.

Los Insectos se trasladaron en las jaulas de la Finca El Carmen hacia la Finca San Patricio, donde se llevaron a una casa de malla ubicada en BIO-MAG, Ingenio Magdalena, la casa de malla es una especie de invernadero rustico, y se colocaron en mesas que son de una altura de un metro y están construidas con malla, ahí se ordenaron de forma que el ventilador que tiene la casa de malla no afectara la dirección del aire hacia las jaulas.



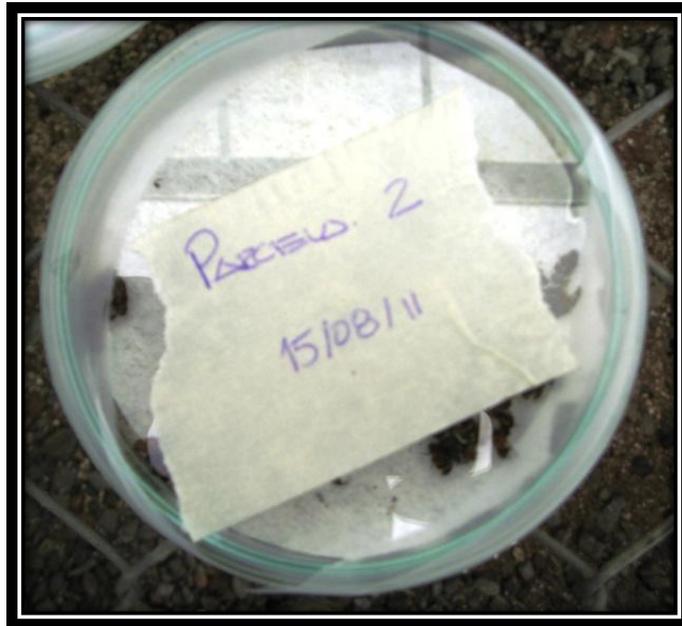
**Figura 27.** Colecta de adultos de chinche salivosa, fase de campo

#### **2.6.1.9 Recolecta de adultos de chinche salivosa muertos**

Se realizaron muestreos diarios en cada jaula y los insectos que se encontraban muertos se extrajeron y se colocaron en cajas petri identificadas con fecha y numero de la parcela y posteriormente trasladarlas al Laboratorio de Producción de *Metarhizium anisopliae*.



**Figura 28.** Colecta de insectos muertos (chinchas salivosas) en jaulas, fase de campo



**Figura 29.** Caja petri, identificada con el respectivo tratamiento y fecha, fase de campo

### 2.6.1.10 Realización de cámaras húmedas y lectura

La cámara humedad comprende de una caja petri, con un fondo de papel toalla para que este absorba la humedad, dos porta objetos colocados en cruz encima del papel toalla, se colocaron cuatro Chinchas salivosas por caja Petri, estos se colocaron en la parte superior e inferior de los porta objetos y se creó un ambiente favorable para que le hongo pueda esporular.

Después de transcurridos 10 días de haberse realizado la cámara húmeda se procede hacer la primera lectura, se hace un montaje del micelio que cubre al insecto y se observa y se observa en el microscopio y se determina que hongo es el que mato al insecto. Se realizaron dos lecturas que fueron a los diez y catorce días.



**Figura 30.** Cámara húmeda, fase de campo

### **2.6.1.11 Variable de estudio**

- % Parasitismo

### **2.6.1.12 Análisis de la información**

Para analizar la información de datos se realizó el análisis ANDEVA correspondiente a través del programa InfoStat, para la variable de porcentaje de parasitismo y se realizó una prueba de medias Tukey al 0.05 de significancia.

## **2.6.2 FASE DE LABORATORIO**

### **2.6.2.1 Ubicación del lote**

Se ubicó un lote donde el historial de este mismo sea que no tenga aplicaciones de *Metarhizium anisopliae*. La Ubicación de este lote es en la Finca Santa Elisa, Ingenio Magdalena, ubicado en la Democracia Escuintla.

### **2.6.2.2 Ubicación del ensayo**

La investigación se realizará en una casa de malla del área de investigación, Bio-MAG, Finca San Patricio, Ingenio Magdalena, ubicado en la Democracia Escuintla.

### **2.6.2.3 Unidad experimental**

La unidad experimental consiste en una jaula cubierta de agryl para evitar la fuga de insectos, dentro de esta hay una maceta que contendrá un pilón de caña de azúcar y un aproximado de 50 insectos (Chinche salivosa), el objetivo de la planta de caña es que se cree el medio adecuado de vida del insecto. El número de unidades experimentales es de 28 jaulas dentro de la casa de malla.



**Figura 31.** Unidad experimental (jaula), utilizada fase de laboratorio

#### 2.6.2.4 Diseño Experimental

El diseño experimental que se empleo fue el de una distribución completamente al azar, con siete tratamientos y cuatro repeticiones, lo cual hace un total de 28 unidades experimentales.

A continuación se presenta el modelo estadístico que valida la distribución planteada.

$$Y_{ij} = \mu + T_i + \varepsilon_{ij}$$

$Y_{ij}$  = Variable respuesta de la ij-ésima unidad experimental

$\mu$  = Efecto de la media general

$T_i$  = Efecto de la i-ésima cepa de hongos entomopatógenos

$\varepsilon_{ij}$  = Error experimental asociado a la ij-ésima unidad experimental.

### 2.6.2.5 Colecta y confinado de adultos de chinche salivosa

La colecta de insectos consistió en capturar 50 adultos de chinche salivosa vivos por unidad experimental, esto hizo un total de 1400 insectos, estos se depositaron en botellas plásticas con agujeros para que los insectos puedan respirar, dentro de la botella se creó un hábitat similar en el que vive el insecto ya que se colocaron hojas de la caña para el insecto pueda sobrevivir, en cada botella de plástico se depositaron 25 chinches.

El traslado de insectos se realizo en llevar las botellas de la Finca Santa Elisa hacia la Finca San Patricio, donde se llevaron a una casa de malla ubicada en BIO-MAG, Ingenio Magdalena, se procedió a vaciar dos botellas plásticas por jaulas para hacer un total de 50 insectos, y se colocaron en mesas que son de una altura de un metro y están construidas con malla.



**Figura 32.** Colecta de adultos de chinche salivosa, fase de laboratorio

### 2.6.2.6 Cepas Evaluadas

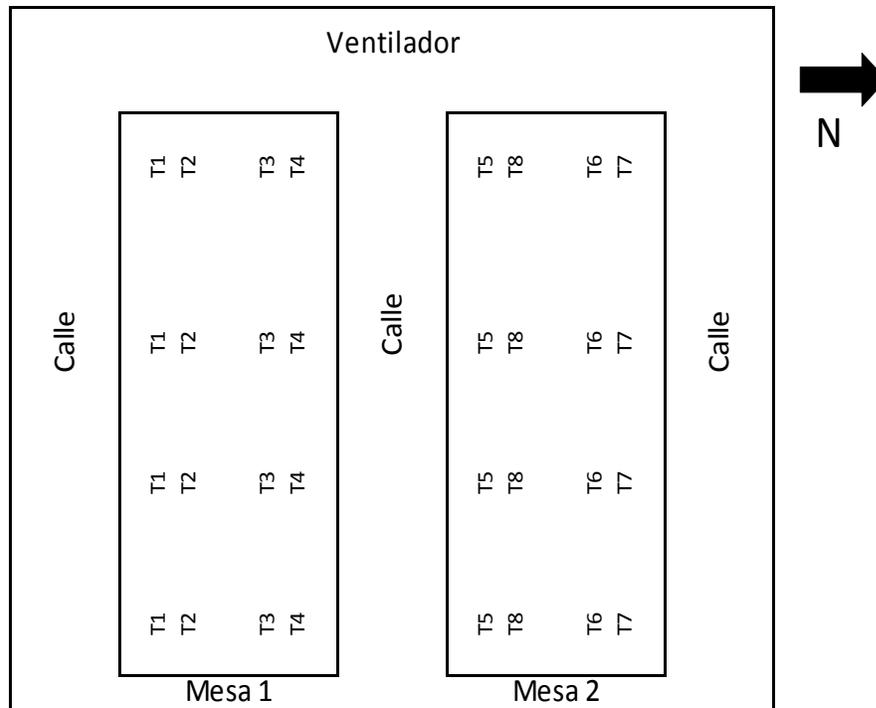
**Tabla 6.** Tratamientos evaluados, fase de laboratorio

No. TRATAMIENTO	CEPA	HONGO ENTOMOPATÓGENO	ORIGEN
1	2139	<i>Metarhizium anisopliae</i>	Canadá
2	NB	<i>Metarhizium anisopliae</i>	Nicaragua
3	PL – 43	<i>Metarhizium anisopliae</i>	Brasil
4	CG 93 – 3	<i>Metarhizium anisopliae</i>	CENGICAÑA Guatemala
5	BISA	<i>Metarhizium anisopliae</i>	Dr. Badilla
6	Mycotrol (GHA)	<i>Beauveria bassiana</i>	Estados Unidos
7	Testigo	Ninguno.	-----

**Fuente: CENGICAÑA Guatemala 2011.**

### 2.6.2.7 Distribución de los tratamientos

Las jaulas se distribuyeron por fila, cada fila es un tratamiento con sus respectivas repeticiones en las mesas; se colocaron de esta forma debido que la casa de malla tiene un ventilador.



**Figura 33.** Croquis de la distribución de los tratamientos, casa de malla, fase de laboratorio



**Figura 34.** Distribución de jaulas, casa de malla

### 2.6.2.8 Aplicación de hongos entomopatógenos

Para cada cepa de hongo se preparo la fuente de inoculo y se le realizaron sus respectivas pruebas de viabilidad, el inoculo de la cepa del hongo de *Beauveria bassiana* no se preparo ya que se utilizo un producto comercial de nombre: Mycotrol ES, y su ingrediente activo: son las esporas del hongo *Beauveria bassiana* cepa GHA.

Para la aplicación del hongo se utilizo un atomizador (un atomizador diferente para cada cepa) y con este se rociaron las paredes internas del agryl que cubre la jaula y la maceta con el pilón teniendo cuidado de no ahogar a los insectos con el inoculo. Se rocía de esta forma el inoculo con el objetivo de que el insecto tenga contacto con las esporas del hongo. La dosis fue de de  $5 \times 10^{12}$  conidios/ha.

Las aplicaciones se realizaron en horas de la tarde a partir de las cuatro.

**Tabla 7.** Dosis utilizadas, fase de laboratorio

Cepa	Viabilidad	Dosis	gr / Dosis 5E12 sala	gr Cepa / lt	Volumen (ml) H <sub>2</sub> O/Jaula	gr / jaula	gr/ 4 Repeticiones
2139	81	5.00 E12	2538	12.688	62	0.79	3.15
NB	95	5.00 E12	1204	6.02	62	0.37	1.49
PL43	86	5.00 E12	1523	7.616	62	0.47	1.89
CG 93 - 3	92	5.00 E12	1425	7.12	62	0.44	1.77
BISA	85	5.00 E12	1506	7.53	62	0.46	1.87
MYCOTROL		2.00 E13*		1.25**	62	0.078	0.31

\*esporas por litro.

\*\* ml/lt.

**Fuente: Laboratorio *Metarhizium* BIOMAG 2011.**



**Figura 35.** Inóculos de hongo, fase de laboratorio



**Figura 36.** Inoculación de insectos, fase de laboratorio

### 2.6.2.9 Recolecta de adultos de chinche salivosa muertos

Al día siguiente después de la aplicación se empezaron a realizar los muestreos diarios en cada jaula y los insectos que se encontraban muertos se extrajeron y se colocaron en cajas petri identificadas con fecha, tratamiento y repetición y posteriormente trasladarlas al Laboratorio de Producción de *Metarhizium anisopliae*.



**Figura 37.** Colecta de insectos muertos (chinches salivosas), fase de laboratorio



**Figura 38.** Caja petri, insectos muertos (chinches salivosas), fase de laboratorio

### 2.6.2.10 Realización de cámaras húmedas

La cámara humedad comprende de una caja petri, con un fondo de papel toalla para que este absorba la humedad, dos porta objetos colocados en cruz encima del papel toalla, se colocaron cuatro Chinchas salivosas por caja Petri, estos se colocaron en la parte superior e inferior de los porta objetos y se creó un ambiente favorable para que le hongo pueda esporular.

Después de transcurridos 10 días de haberse realizado la cámara húmeda se procede hacer la primera lectura, se hace un montaje del micelio que cubre al insecto y se observa y se observa en el microscopio y se determina que hongo es el que mato al insecto. Se realizaron dos lecturas que fueron a los diez y catorce días.



**Figura 39.** Cámara húmeda, fase de laboratorio



**Figura 40.** Insecto (chinche salivosa) observado en el microscopio

#### **2.6.2.11 Variables de estudio**

- % Parasitismo
- % Mortalidad

#### **2.6.2.12 Análisis de la información**

Para analizar la información de datos se realizó el análisis ANDEVA correspondiente a través del programa InfoStat, para la variable de porcentaje de parasitismo y para el porcentaje de mortalidad y se realizó una prueba de medias Tukey al 0.05 de significancia.

## 2.7 RESULTADOS

Los resultados obtenidos se analizaron conforme a cada una de las variables estudiadas.

### 2.7.1 Parasitismo de *Metarhizium anisopliae* sobre adultos de chinche salivosa bajo condiciones de campo.

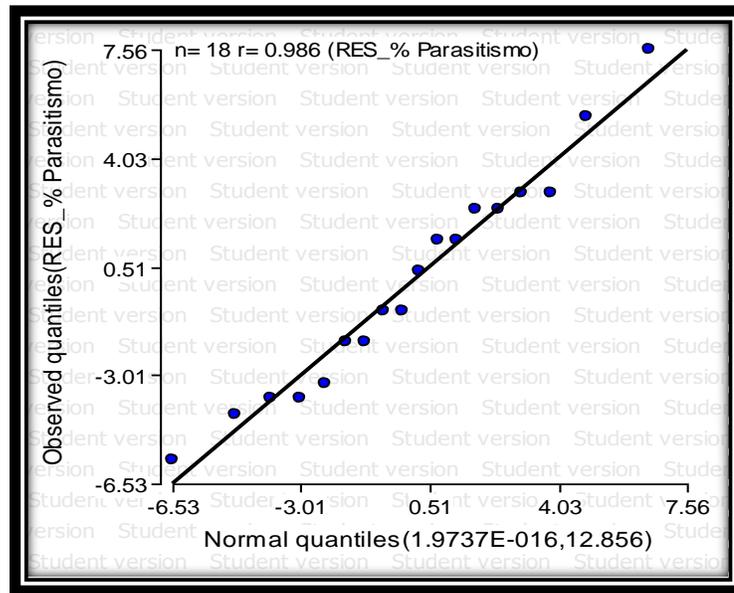
Para poder determinar que cepa de hongo *M. anisopliae* es más efectiva para el control de la chinche salivosa se procedió a estudiar la variable del porcentaje del parasitismo.

El cuadro 16A, presenta el porcentaje de parasitismo obtenidos de los insectos que se parasitaron en los lotes de la finca El Carmen. Para cada tratamiento se realizaron tres repeticiones (1 parcela/repeticón).

**Tabla 8.** Análisis de los supuestos de normalidad del porcentaje de parasitismo Shapiro-wilks (modificado), bajo condiciones de campo

Variable	n	Media	D.E	W*	P(unilateral D)
% Parasitismo	18	0.00	3.59	0.95	0.6945

Como podemos observar con un valor alto ( $p = 0.6945$ ) no se rechaza la hipótesis nula de los supuestos de normalidad. No hay evidencias suficientes para decir que los residuos no tienen distribución normal. Se realizó un gráfico con un qq-plot.



**Figura 41.** Gráfico de Normalidad de los residuos del porcentaje de parasitismo, fase de campo

Con una  $P(W) 0.6945 > 0.05$  Si existe normalidad en el porcentaje de parasitismo en sus diferentes tratamientos.

**Tabla 9.** Análisis de ANDEVA para el porcentaje de parasitismo en adultos de chinche salivosa bajo condiciones de campo

Variable	n	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
% Parasitismo	18	0.48	0.12	195.70

F. V.	S.C	G.L	C.M	F	p - valor
<b>Modelo</b>	203.72	7	29.10	1.33	0.3288
<b>Tratamiento</b>	72.28	5	14.46	0.66	0.6609*
<b>Bloque</b>	131.44	2	65.72	3.01	0.0949
<b>Error</b>	218.56	10	21.86		
<b>Total</b>	422.28	17			

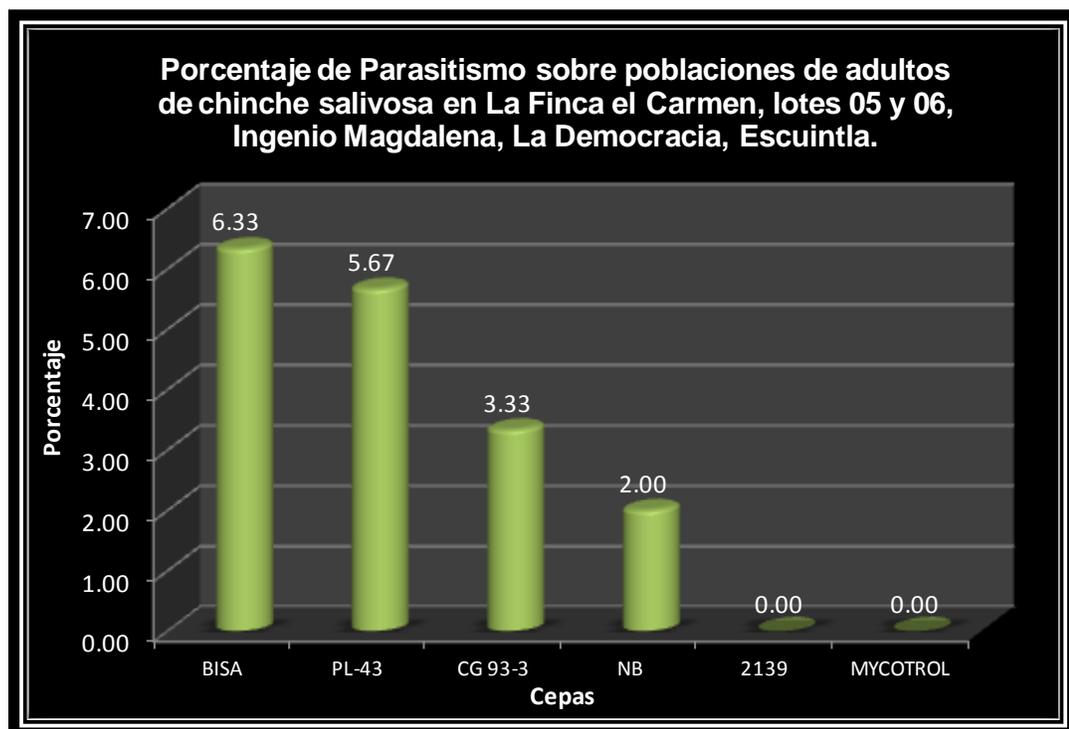
\* No existe diferencia significativa

CV = 195.70 %

En la tabla 9 se presenta un resumen del análisis de varianza efectuada a dicha prueba, en donde se observa que no existieron diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos. Como podemos observar el coeficiente de variación es demasiado alto por eso se puede decir que no existen diferencias estadísticas significativas.

Al no existir diferencias significativas entre los tratamientos se puede utilizar para el control integrado de la chinche salivosa cualquiera de los tratamientos evaluados.

Existieron varios factores que afectaron que el porcentaje de parasitismo fuera más elevado, ya que el parasitismo en las parcelas fue muy bajo o nulo. Uno de los factores y el más importante es que la variable estudiada son insectos y como sabemos estos insectos son voladores, otro causa fue el clima ya que en esta temporada existieron lluvias y otro factor que nos causo mucho daño fueron las hormigas ya que estas se alimentan también de insectos.



**Figura 42.** Porcentaje de parasitismo de adultos de chinche salivosa, con cinco diferentes cepas de hongo *M. anisopliae* y una cepa de *B. bassiana* bajo condiciones de campo

Se pudo observar el comportamiento de la cepa BISA de hongo *M. anisopliae* fue el que presento mayor porcentaje de parasitismo (6.33%), 0.66 % más alto que la PL- 43 (5.67%), 3% mayor que la CG 93-3 (3.33%) y 4.33 % mayor que la NB (2%). Por lo tanto, en la evaluación del porcentaje de parasitismo observado sobre adultos puede recomendarse la utilización de la cepa BISA de *M. anisopliae*.



**Figura 43.** Chinche salivosa parasitada, cepa CG 93-3, hongo *M. anisopliae*, fase de campo



**Figura 44.** Chinche salivosa parasitada, cepa NB, hongo *M. anisopliae*, fase campo

### 2.7.2 Parasitismo de *Metarhizium anisopliae* sobre adultos de chinche salivosa bajo condiciones de Laboratorio.

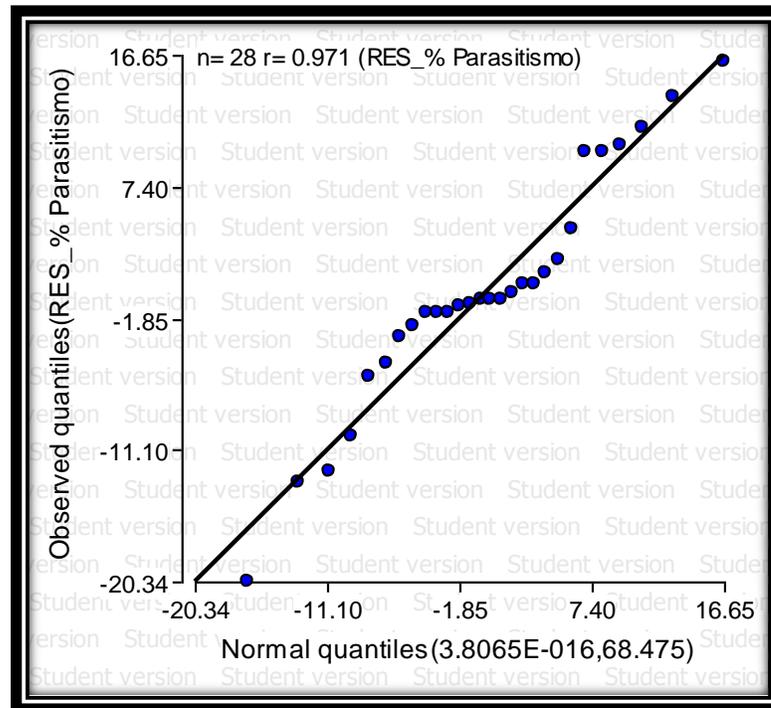
Para poder determinar que cepa de hongo *M. anisopliae* es más efectiva para el control de la chinche salivosa se procedió a estudiar la variable del porcentaje del parasitismo.

El cuadro 17A, presenta el porcentaje de parasitismo obtenidos en la evaluación. Para cada tratamiento se realizaron cuatro repeticiones (1 jaula (50 adultos de chinche salivosa) / repetición).

**Tabla 10.** Análisis de los supuestos de normalidad del porcentaje de parasitismo Shapiro-wilks (modificado), bajo condiciones de laboratorio

Variable	N	Media	D.E	W*	P (unilateral D)
% Parasitismo	28	0	8.27	0.94	0.3816

Como podemos observar con un valor alto para el porcentaje de parasitismo ( $p = 0.3816$ ) no se rechaza la hipótesis nula de los supuestos de normalidad. No hay evidencias suficientes para decir que los residuos no tienen distribución normal. Se realizó la grafica con un qq-plot.



**Figura 45.** Gráfico de Normalidad de los residuos del porcentaje de parasitismo, fase de laboratorio

Con una P (W) 0.3816 > 0.05 Si existe normalidad en el porcentaje de parasitismo en sus diferentes tratamientos.

**Tabla 11.** Análisis de ANDEVA para el porcentaje de parasitismo en adultos de chinche salivosa bajo condiciones de laboratorio

Variable	n	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
% Parasitismo	28	0.71	0.62	60.79

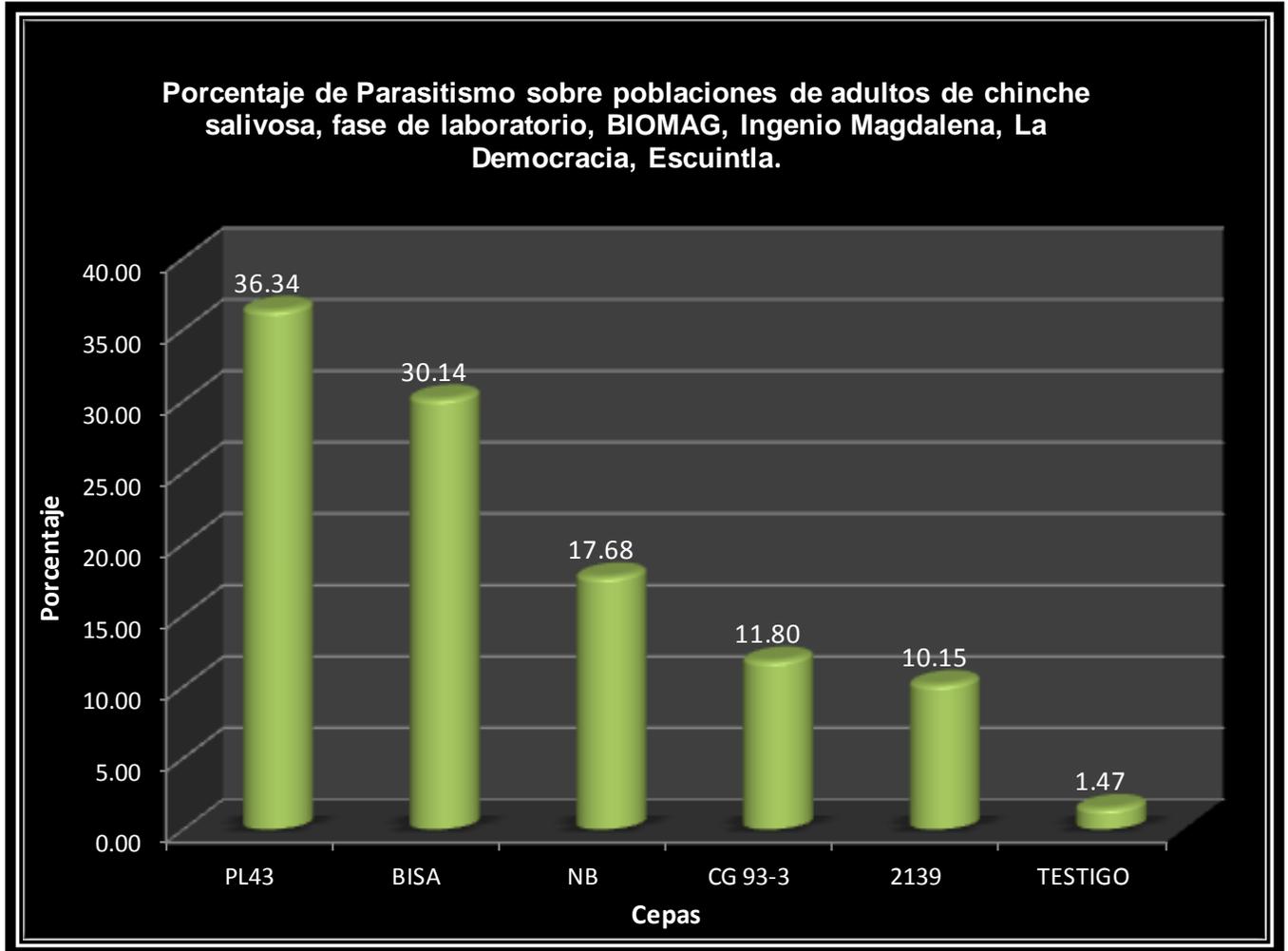
F. V.	S.C	G.L	C.M	F	p - valor
<b>Modelo</b>	4474.61	6	745.77	8.47	0.0001
<b>Tratamiento</b>	4474.61	6	745.77	8.47	0.0001
<b>Error</b>	1848.81	21	88.04		
<b>Total</b>	6323.42	27			

Con un nivel de significancia del 5% y un coeficiente de variación del 60.79%, se puede decir que si existen diferencias significativas entre los tratamientos evaluados, ya que el p-valor de los tratamientos es de  $0.0001 < 0.05$  lo cual significa que alguna cepa de hongo utilizada produce un mayor parasitismo que las demás. Posteriormente debido a que existe una diferencia significativa se realizó una prueba de medias de TUKEY, para observar que tratamiento nos brinda el mejor resultado en el porcentaje de parasitismo.

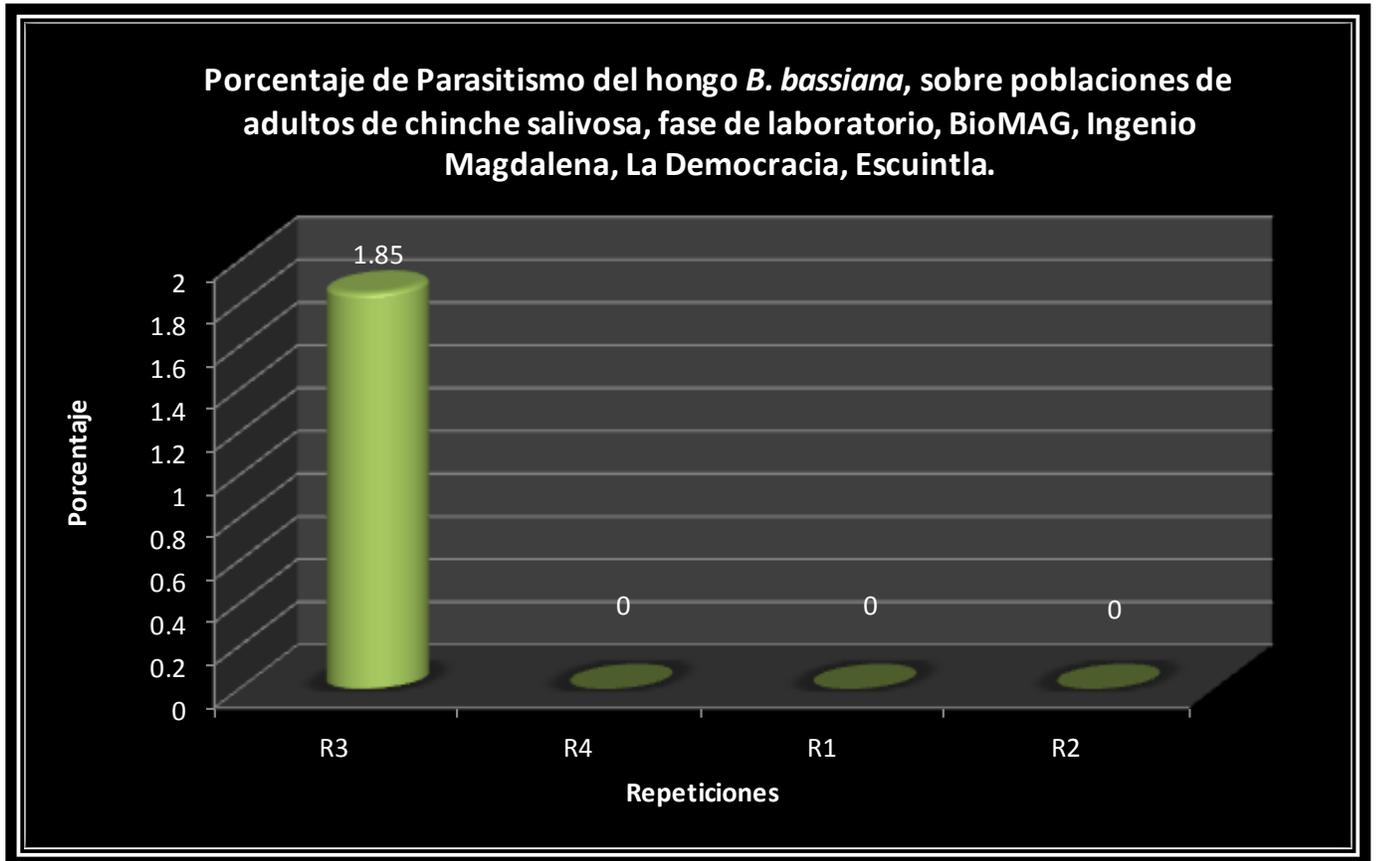
**Tabla 12.** Prueba de TUKEY para la variable del porcentaje de parasitismo, bajo condiciones de laboratorio

Tratamiento	Media	Grupo
3	36.34	A
5	30.14	A B
2	17.68	A B C
4	11.80	B C
1	10.15	B C
7	1.47	C
6	0.46	C

Con un nivel de significancia del 5% la cepa PL-43 resulto con un mayor porcentaje de parasitismo de 36.34%.



**Figura 46.** Porcentaje de parasitismo de adultos de chinche salivosa, de diferentes cepas de hongo *M. anisopliae* bajo condiciones de laboratorio



**Figura 47.** Porcentaje de parasitismo de la cepa GHA, hongo *B. bassiana*, producto comercial Mycotrol sobre adultos de chinche salivosa, fase de laboratorio

Se observa en la figura 47, que el producto Mycotrol no produce ningún efecto sobre las poblaciones de chinche salivosa ya que como se demuestra en la grafica el porcentaje de parasitismo es muy bajo.



**Figura 48.** Chinche salivosa parasitada, cepa BISA, hongo *M. anisopliae*, fase laboratorio



**Figura 49.** Chinche salivosa parasitada, cepa PL43, hongo *M. anisopliae*, fase laboratorio

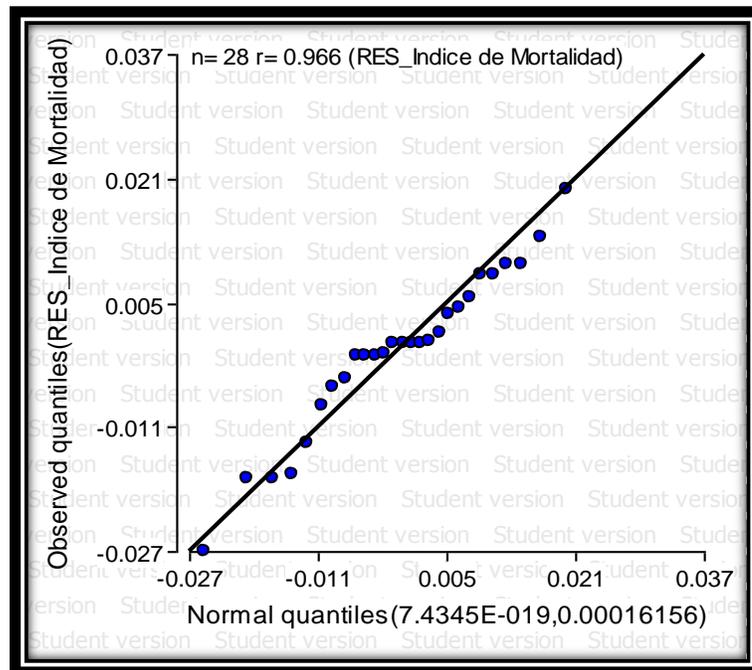
### 2.7.3 Índice de Mortalidad de *Metarhizium anisopliae* sobre adultos de chinche salivosa bajo condiciones de Laboratorio.

Esta variable (cuadro 18A) refleja que cepa provoco mejor efecto relacionando insectos muertos con respecto a la población total.

**Tabla 13.** Análisis de los supuestos de normalidad del índice de mortalidad Shapiro-wilks (modificado), bajo condiciones de laboratorio

Variable	N	Media	D.E	W*	P (unilateral D)
Índice de Mortalidad	28	0	0.01	0.96	0.6976

Como podemos observar con un valor alto para el índice de mortalidad ( $p = 0.6976$ ) no se rechazan la hipótesis nula de los supuestos de normalidad. No hay evidencias suficientes para decir que los residuos no tienen distribución normal. Se realizo la graficas con un qq-plot.



**Figura 50.** Gráfico de normalidad de los residuos del índice de mortalidad, fase de laboratorio

Con una  $P(W) 0.6976 > 0.05$  Si existe normalidad en el índice de mortalidad en sus diferentes tratamientos.

**Tabla 14.** Análisis de ANDEVA para el índice de mortalidad en adultos de chinche salivosa bajo condiciones de laboratorio

Variable	n	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
% Parasitismo	28	0.64	0.54	70.13

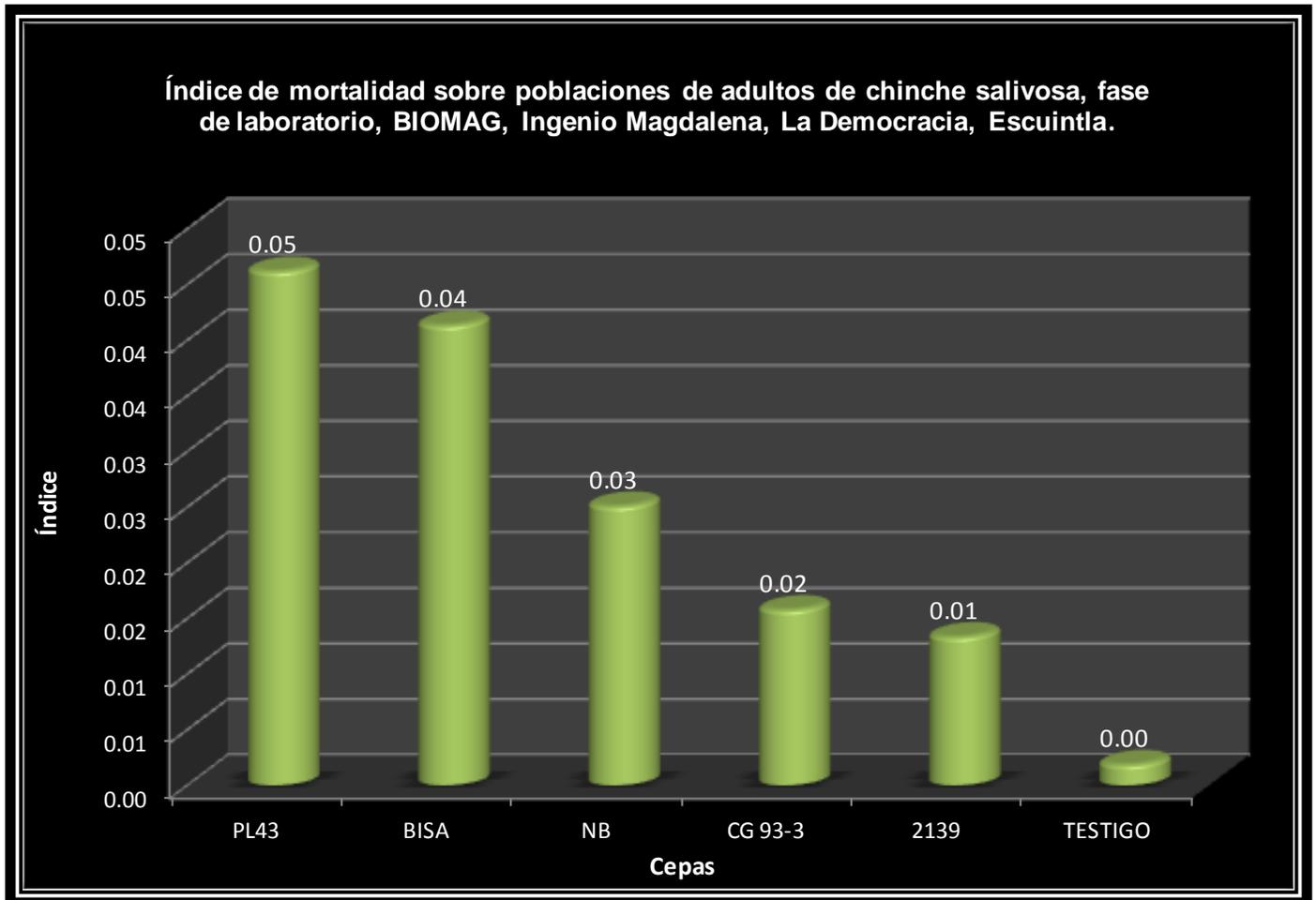
F. V.	S.C	G.L	C.M	F	p - valor
Modelo	0.01	6	1.3 E-03	6.23	0.0007
Tratamiento	0.01	6	1.3 E-03	6.23	0.0007
Error	4.4 E-03	21	2.1 E-04		
Total	0.01	27			

Con un nivel de significancia del 5% y un coeficiente de variación del 70.13%, se puede decir que existen diferencias significativas entre los tratamientos evaluados, ya que el p-valor de los tratamientos es de  $0.0007 < 0.05$  lo cual significa que alguna cepa de hongo utilizada su produjo mortalidad, debido a esto se realizo una prueba de medias de TUKEY, para ver que tratamiento brinda el mejor resultado en el índice de mortalidad.

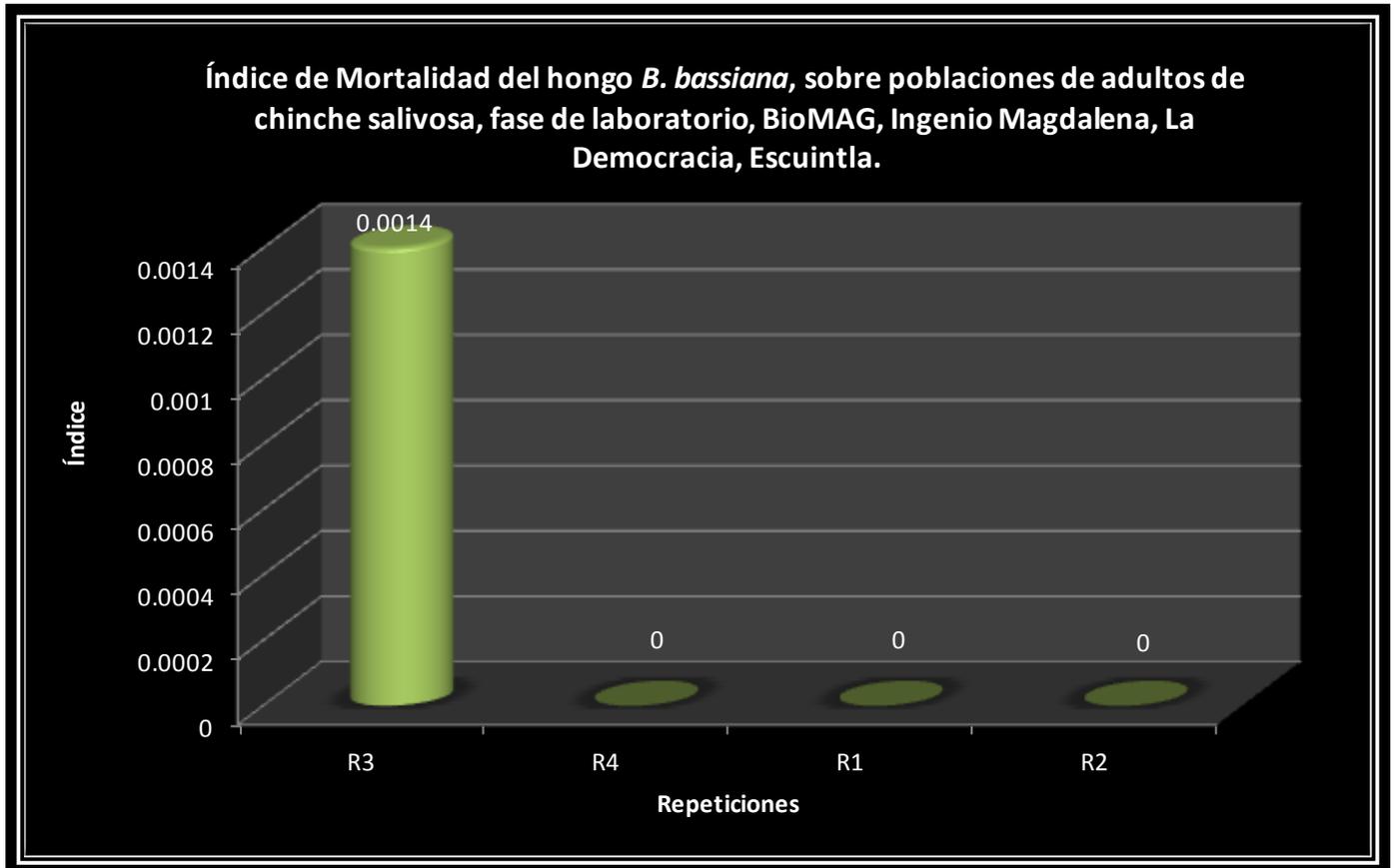
**Tabla 15.** Prueba de TUKEY para la variable del índice de mortalidad, bajo condiciones de laboratorio

Tratamiento	Media	Grupo
3	0.05	A
5	0.04	A
2	0.03	A B
4	0.02	A B
1	0.01	A B
6	3.5 E-04	B
7	1.9 E-03	B

Las cepas PL- 43 y la Bisa fueron las cepas que causaron un mayor índice de mortalidad sobre los insectos de Chinche Salivosa, como sabemos este índice es el que muestra el mejor efecto relacionando individuos muertos con respecto a población total.



**Figura 51.** Índice de mortalidad de adultos de chinche salivosa, de diferentes cepas de hongo *M. anisopliae* bajo condiciones de laboratorio



**Figura 52.** Índice de mortalidad de la cepa GHA, del hongo *B. bassiana*, producto comercial Mycotrol, fase de laboratorio

En la figura 52, se puede observar que el producto Mycotrol no produce ningún efecto ya que el índice de mortalidad es muy bajo.

## 2.8 CONCLUSIONES

1. Por lo tanto, en la evaluación del porcentaje de parasitismo observado sobre adultos de chinche salivosa en la fase de campo puede recomendarse la utilización de la cepa BISA del hongo entomopatógeno *M. anisopliae* ya que presentó un porcentaje más alto al de las demás cepas, el porcentaje fue de 6.3%, pero estadísticamente se dedujo que no existieron diferencias significativas ya que los porcentajes de parasitismo son muy bajos.
2. Bajo las condiciones de la presente evaluación podemos indicar que la cepa PL43 mostró un parasitismo del 36.34% a nivel de Laboratorio, superando a la Cepa BISA en un 6.2% y la a la cepa CG 93-3 en un 24.54%
3. El mayor índice de mortalidad de *M. anisopliae* sobre adultos de chinche salivosa (*Aeneolamia sp*) bajo condiciones de laboratorio, lo presentaron las cepas PL-43 y la BISA.
4. Se observó que la cepa de *Beauveria bassiana* no produce un efecto sobre la población de chinche salivosa (*Aeneolamia sp*).

## 2.9 RECOMENDACIONES

1. El uso de *M. anisopliae* es efectivo para el control de la chinche salivosa, pero debería de ser una más de las medidas de control para el manejo integrado de la plaga.
2. Para poder obtener un buen resultado del porcentaje de parasitismo se debe tener cuidado con las hormigas cuando las poblaciones de insectos ya se encuentran en la jaulas, ya que éstas se alimentan de las chinches salivosas y provocan que nuestra población de insectos ya no sea la misma que la población inicial, y esto afecta directamente al porcentaje de parasitismo, así que se deben tomar las medidas adecuadas para evitar que en el área donde se encuentran las jaulas no existan hormigas.
3. Lo recomendable para realizar las aplicaciones de hongo es en horas por la tarde tipo 4:00 PM, ya que a esta hora la temperatura y la humedad son las óptimas para que las esporas del hongo no mueran.
4. Para evitar la contaminación de las jaulas testigo bajo condiciones de laboratorio se debe tener sumo cuidado en la inoculación de las diferentes cepas en las jaulas, de preferencia tener por separado las jaulas de las cepas inoculadas, de las jaulas testigo aproximadamente por un día, ya que las esporas aun no se han logrado asentar y pueden contaminar las jaulas testigo, al tenerlas por separado se logra que las esporas estén en reposo y ya no estén en el ambiente y así se evita la contaminación.

## 2.10 BIBLIOGRAFÍA

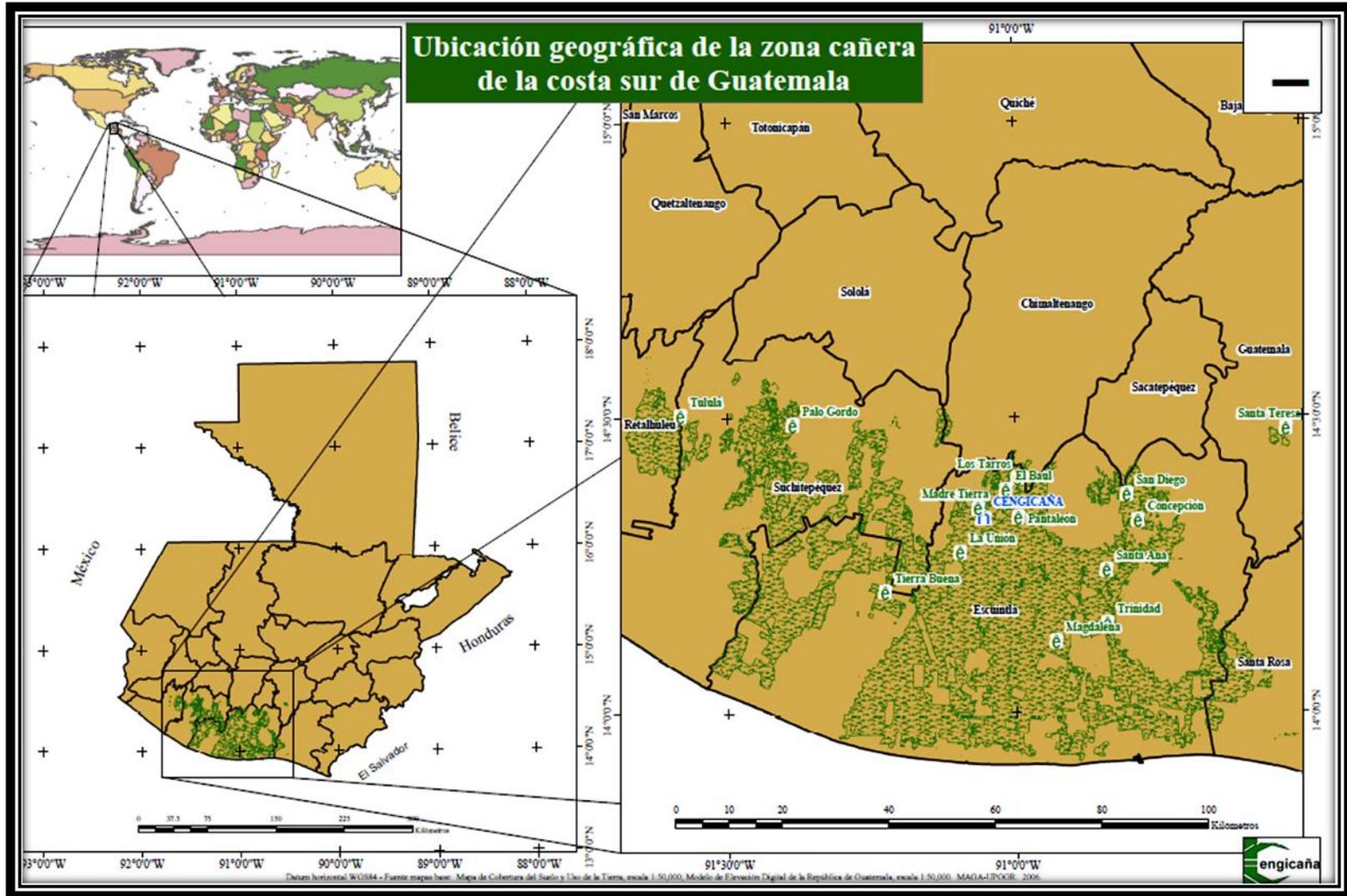
1. Ajalec Ardón, OK. 1996. Patogenicidad y virulencia de 4 aislamientos de *Metarhizium anisopliae* sobre adultos de chiche salivosa, *Aeneolamia* sp., en condiciones de laboratorio. Bárcenas. Practica Perito Agrónomo. Bárcenas, Villa Nueva, Guatemala, ENCA. 49 p.
2. Alemán Galindo, MA. 1997. Evaluación de nueve cepas del hongo entomopatógeno *Metarhizium anisopliae* (Metch) Sorokin. para el control de la chinche salivosa (*Aeneolamia* spp., *Prosapia* sp.), bajo condiciones controladas. Tesis Ing. Agr. Guatemala, USAC. 64 p.
3. Alemán, M; Ovalle, W. 1998. Producción y manejo del hongo *Metarhizium anisopliae* (Metch) Sorokin. Guatemala, CENGICAÑA. p. 13–15.
4. Azañon Estacuy, VM. 1996. Evaluación de nueve cepas de *Metarhizium* sp. en el control de cuatro plagas insectiles de la caña de azúcar *Saccharum officinarum* a nivel de laboratorio. Tesis Lic. CC Agr. Guatemala, URL. 53 p.
5. CAÑAMIP (Manejo Integrado de Plagas en Caña de Azúcar, GT). 2008. Monitoreo de huevos. Guatemala, CENGICAÑA. 6 diapositivas.
6. Cid, J Del. 2011. Localización de fincas Ingenio Magdalena (correo electrónico). Escuintla, Guatemala, Ingenio Magdalena, SIG.
7. COMIP (CENGICAÑA, Comité de Manejo Integrado de Plagas, GT). 1998. Manejo integrado de la chinche salivosa en caña de azúcar. Guatemala. 33 p.
8. García García, CG; López Collado, J; Nava Tablada, ME; Villanueva Jiménez, JA; Vera, J. 2006. Modelo de predicción de riesgo de daño de la mosca pinta *Aeneolamia postica* (Walker) Fennah (hemíptera: Cercopidae) (en línea). Veracruz, México. Consultado 24 abr 2011. Disponible en <http://www.scielo.br/pdf/ne/v35n5/17.pdf>
9. Gómez L, LB. 2008. Hongos entomopatógenos (en línea). República Dominicana, El Agrónomo. Consultado 29 mar 2011. Disponible en <http://www.agronomord.blogspot.com/2008/07/hongos-entomopatogenos.html>
10. Hernández Dávila, AG. 1997. Principales plagas y enfermedades de la caña de azúcar. In Productos Agrícola SuperB, GT. 1997. Manual agrícola SuperB. Guatemala. p. 400-403.
11. Ingenio Magdalena, GT. 2009. Zafras hasta 2009 (en línea). Guatemala. Consultado 27 mar 2011. Disponible en [www.imsa.com.gt](http://www.imsa.com.gt)
12. King, ABS; Saunder, JL. 1984. Las plagas invertebradas de cultivos anuales alimenticios en América Central. Londres, Inglaterra, Overseas Development Administration. p. 118.

13. Maldonado, A. 2009. Caracterización de cepas del hongo *Metarhizium anisopliae* Metchnikoff y determinación de su presencia en el suelo, a través de marcadores moleculares. Guatemala, CENGICANA. 74 p.
14. Maldonado, A; Ovalle, W; Queme, JL; Márquez, JM; Ebert, M. 2007. Metodología modificada para obtener ácido desoxirribonucleico, ADN, de cepas de *Metarhizium anisopliae*: memoria. In CENGICANA, GT. 2007. Presentación de resultados de investigación, zafra 2006-2007. Guatemala. p. 87-91.
15. Maurice, C; Bédard, C; Fitzpatric, SM; TRoubridge, J; Henderson, D. 200. Integrated pest management for cranberries in western Canada: a guide to identification, monitoring and decision-making; insect life cycle (en línea). Vancouver, Canada, British Columbia Cranberry Growers Association. p. 16. Consultado 26 abr 2011. Disponible en [www.bccranberrygrowers.com/ipm/lifecycle.htm](http://www.bccranberrygrowers.com/ipm/lifecycle.htm)
16. Melgar Ortiz, JA. 1996. Evaluación de cinco dosis de *Metarhizium anisopliae*, para el control de chinche salivosa *Aeneolamia* sp., en caña de azúcar, en la finca Agua Blanca, municipio de La Gomera, Escuintla. Tesis Ing. Agr. Escuintla, Guatemala, USAC, CUNSUR. 67 p.
17. Menéndez, M. 2011. Mycotrol (correo electrónico). Guatemala, Agropecuaria el Éxito.
18. Solares Monterroso, ER. 1997. Evaluación de tres cepas de hongo *Metarhizium* sp. en cuatro dosificaciones para el control de la chinche salivosa (*Aeneolamia* sp.) en La Democracia, Escuintla. Tesis Ing. Agr. Guatemala, USAC. 44 p.
19. UKsafari.com. 2006. Adult frog hopper (en línea). Gran Bretaña. Consultado 26 abr 2011. Disponible en <http://www.uksafari.com/froghopper2.htm>
20. Wikipedia.com. 2011. *Beauveria bassiana* (en línea). España. Consultado 12 mar 2012. Disponible en [http://es.wikipedia.org/wiki/Beauveria\\_bassiana](http://es.wikipedia.org/wiki/Beauveria_bassiana)



10-30 Rolando Barris

## 2.11 APÉNDICES



**Figura 53A.** Ubicación geográfica de la zona cañera de la costa sur de Guatemala



**Figura 54A.** Ubicación, Finca El Carmen Guadalupe

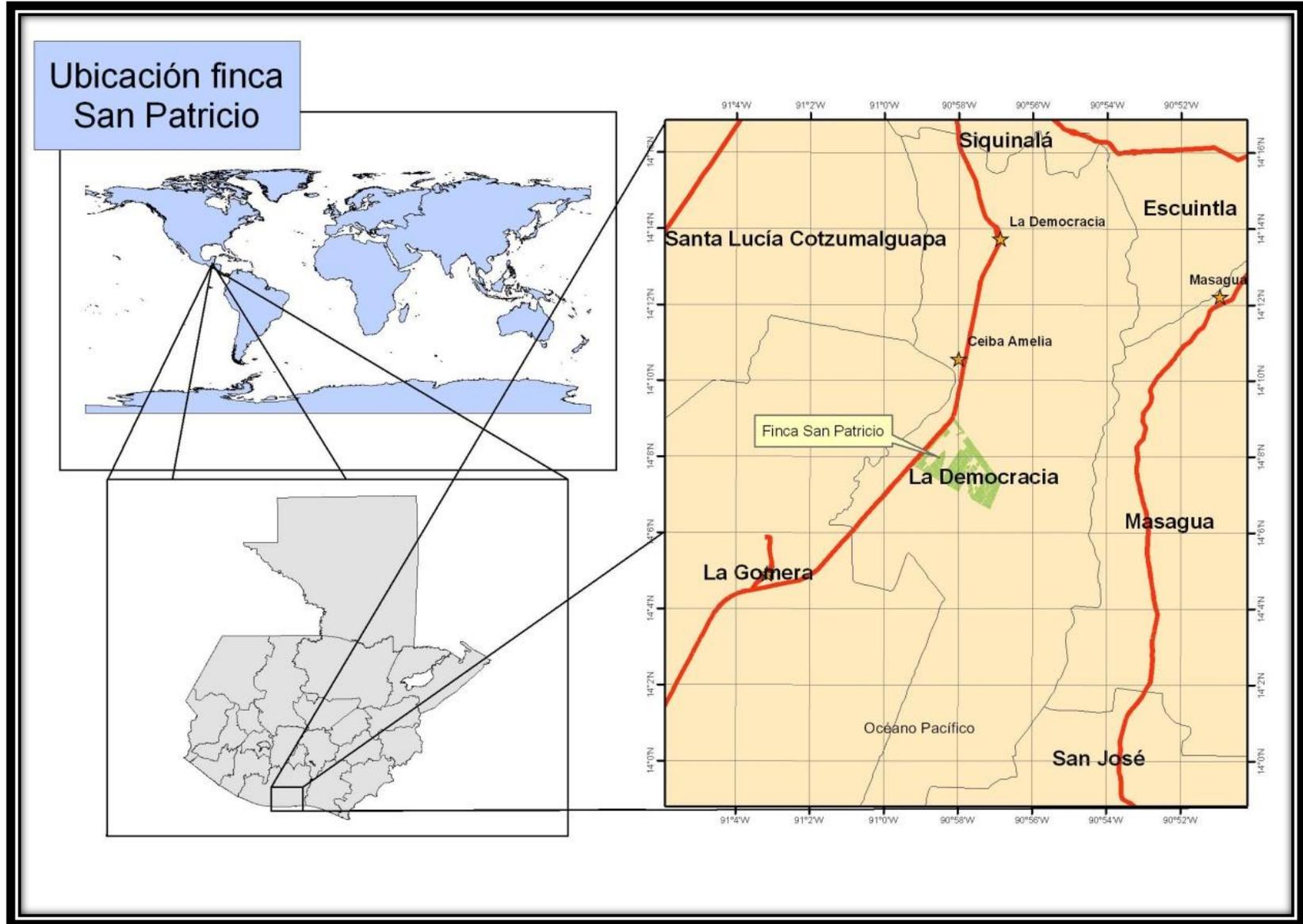
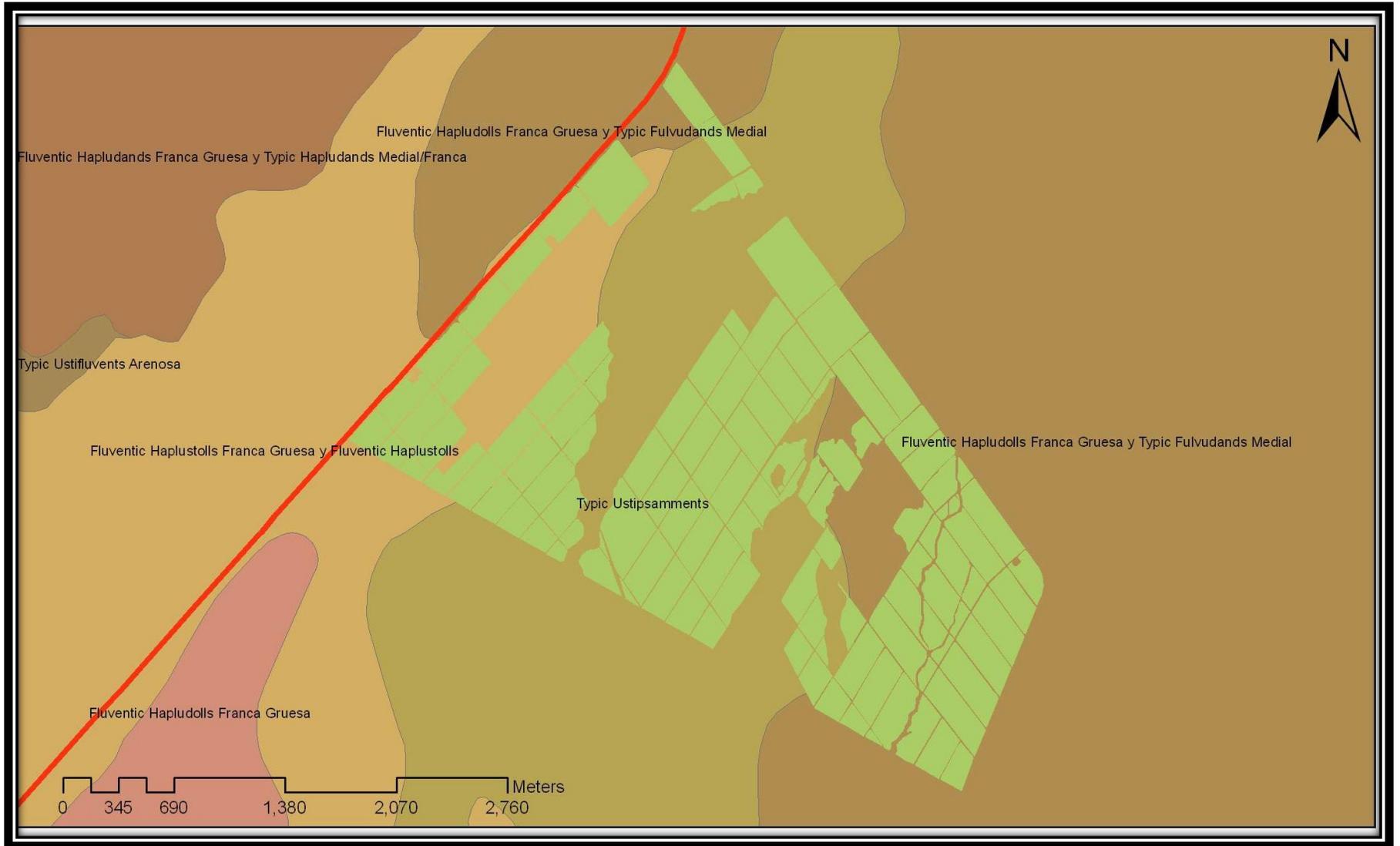
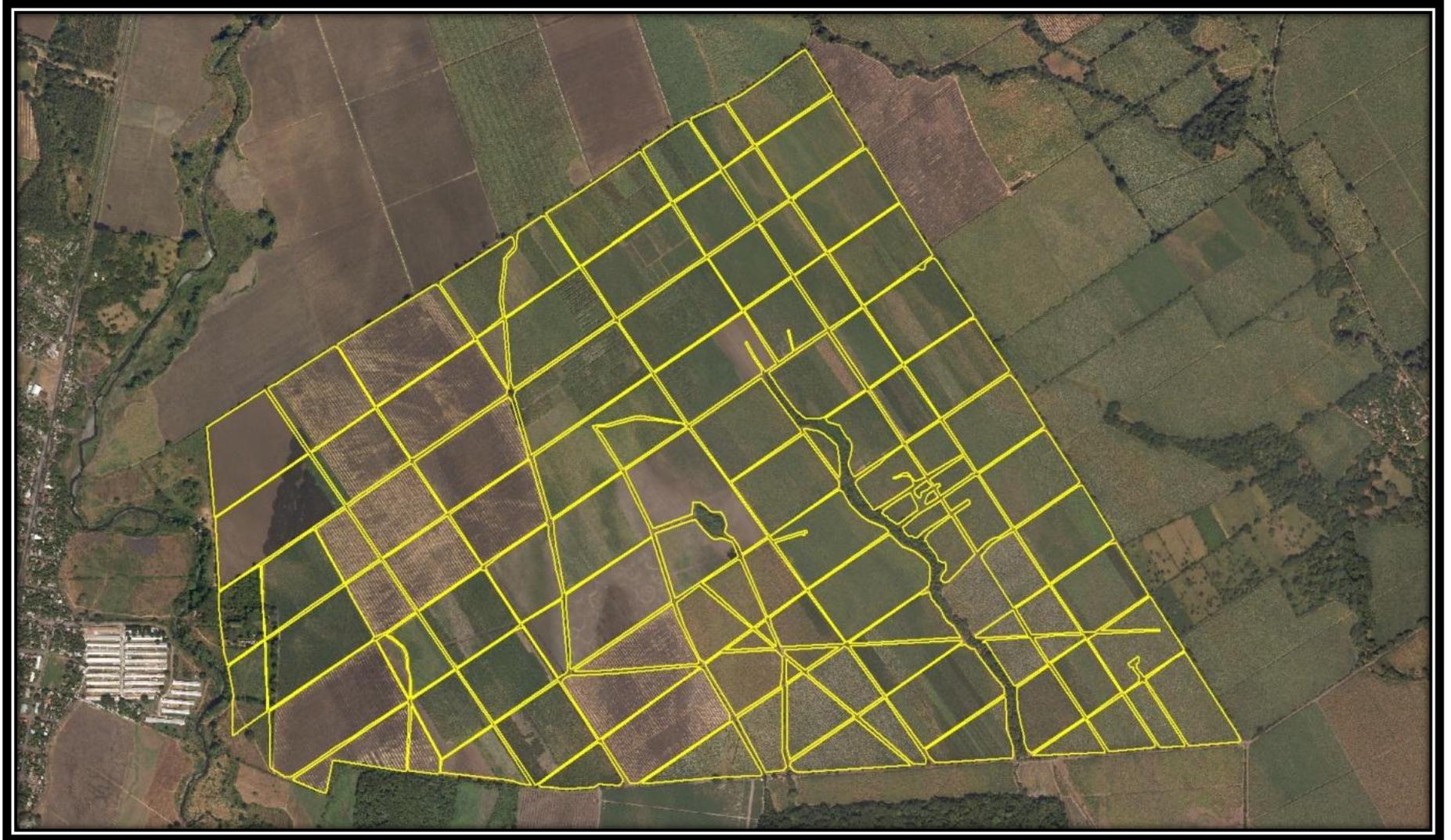


Figura 55A. Localización, Finca San Patricio



**Figura 56A.** Suelos, Finca San Patricio



**Figura 57A.** Ubicación, Finca Santa Elisa

**Tabla 16A.** Porcentaje de parasitismo, hongos entomopatógenos *M. anisopliae* y *B. bassiana* bajo condiciones de campo

Bloque	Tratamiento	No. Insectos	No. Insectos/Parasitados	% Parasitismo
1	6	6	0	0.00
1	5	16	3	18.75
1	1	6	0	0.00
1	3	12	2	16.67
1	2	13	0	0.00
1	4	10	1	10.00
1	7	28	0	0.00
2	2	31	2	6.45
2	4	20	0	0.00
2	1	20	0	0.00
2	6	10	0	0.00
2	7	17	0	0.00
2	5	22	0	0.00
2	3	36	0	0.00
3	4	36	0	0.00
3	6	18	0	0.00
3	7	21	0	0.00
3	2	77	0	0.00
3	3	55	0	0.00
3	5	46	0	0.00
3	1	30	0	0.00

**Tabla 17A.** Porcentaje de parasitismo, hongos entomopatógenos *M. anisopliae* y *B. bassiana* bajo condiciones de laboratorio

<b>CEPAS</b>	<b>Tratamientos</b>	<b>% Parasitismo</b>
<b>2139</b>	T1	0.00
<b>2139</b>	T1	26.32
<b>2139</b>	T1	5.17
<b>2139</b>	T1	9.09
<b>NB</b>	T2	17.65
<b>NB</b>	T2	28.00
<b>NB</b>	T2	20.00
<b>NB</b>	T2	5.08
<b>PL43</b>	T3	35.56
<b>PL43</b>	T3	22.95
<b>PL43</b>	T3	36.84
<b>PL43</b>	T3	50.00
<b>CG 93-3</b>	T4	5.88
<b>CG 93-3</b>	T4	23.33
<b>CG 93-3</b>	T4	8.62
<b>CG 93-3</b>	T4	9.38
<b>BISA</b>	T5	40.00
<b>BISA</b>	T5	30.77
<b>BISA</b>	T5	9.80
<b>BISA</b>	T5	40.00
<b>MYCOTROL</b>	T6	0.00
<b>MYCOTROL</b>	T6	0.00
<b>MYCOTROL</b>	T6	1.85
<b>MYCOTROL</b>	T6	0.00
<b>TESTIGO</b>	T7	5.88
<b>TESTIGO</b>	T7	0.00
<b>TESTIGO</b>	T7	0.00
<b>TESTIGO</b>	T7	0.00

**Tabla 18A.** Índice de Mortalidad, hongos entomopatógenos *M. anisopliae* y *B. bassiana* en adultos de chinche salivosa

<b>CEPAS</b>	<b>Tratamientos</b>	<b>Índice de Mortalidad</b>
<b>2139</b>	T1	0.0000
<b>2139</b>	T1	0.0329
<b>2139</b>	T1	0.0074
<b>2139</b>	T1	0.0130
<b>NB</b>	T2	0.0294
<b>NB</b>	T2	0.0350
<b>NB</b>	T2	0.0286
<b>NB</b>	T2	0.0073
<b>PL43</b>	T3	0.0444
<b>PL43</b>	T3	0.0287
<b>PL43</b>	T3	0.0283
<b>PL43</b>	T3	0.0833
<b>CG 93-3</b>	T4	0.0074
<b>CG 93-3</b>	T4	0.0292
<b>CG 93-3</b>	T4	0.0108
<b>CG 93-3</b>	T4	0.0156
<b>BISA</b>	T5	0.0500
<b>BISA</b>	T5	0.0513
<b>BISA</b>	T5	0.0140
<b>BISA</b>	T5	0.0500
<b>MYCOTROL</b>	T6	0.0000
<b>MYCOTROL</b>	T6	0.0000
<b>MYCOTROL</b>	T6	0.0014
<b>MYCOTROL</b>	T6	0.0000
<b>TESTIGO</b>	T7	0.0074
<b>TESTIGO</b>	T7	0.0000
<b>TESTIGO</b>	T7	0.0000
<b>TESTIGO</b>	T7	0.0000

### **3 CAPÍTULO III**

**SERVICIOS REALIZADOS EN EL ÁREA DE BIOTECNOLOGÍA MAGDALENA  
(BIOMAG), DIVISIÓN DE INVESTIGACIÓN Y DESARROLLO AGRÍCOLA, INGENIO  
MAGDALENA S.A., LA DEMOCRACIA ESCUINTLA, GUATEMALA. C.A**

### 3.1 PRESENTACIÓN

Los servicios prestados a una empresa pretenden solucionar problemáticas que estén afectando en determinado momento y estos tienen como objetivo contribuir al registro de información agronómica, del departamento de Biotecnología Magdalena (BIOMAG), división de investigación y desarrollo agrícola, Ingenio Magdalena.

Como primer servicio se realizó la determinación de la viabilidad de las esporas de hongo *Metarhizium anisopliae* a diferentes tiempos de exposición directa al sol, sobre tejido vegetal, el cual consistió en la aplicación del inóculo del hongo sobre pilones de caña de azúcar (*Saccharum spp.*) y exponerlos directamente a la radiación solar en determinados tiempos. El segundo servicio consistió, en la evaluación de cinco dosis y dos tipos de fertilizante granulado de liberación lenta en el desarrollo de vitro-plantas de caña de azúcar (*Saccharum spp.*) a nivel de invernadero, en el cual se aplicaron dos tipos de fertilizantes granulados de liberación lenta de 3 y 9 meses a los pilones de caña. El tercer servicio, fue la producción de 120,000 pilones de teca (*Tectona grandis*), el cual consistió en la siembra de semillas de teca y estas llevarlas hasta la formación del pilón. El cuarto servicio, consistió en la evaluación de tres diferentes enraizadores en pilones de teca, en el cual se compararon tres enraizadores en los pilones de teca para poder obtener un pilón excelentemente formado con las características deseadas que se necesitan para que este sea trasplantado a campo.

### **3.2 DETERMINACIÓN DE LA VIABILIDAD DE LAS ESPORAS DE HONGO *Metarhizium anisopliae* A DIFERENTES TIEMPOS DE EXPOSICIÓN DIRECTA AL SOL, SOBRE TEJIDO VEGETAL.**

#### **3.2.1 Objetivo**

- Evaluar diferentes tiempos de exposición de las esporas a la radiación solar y su efecto sobre la viabilidad, al estar expuestas sobre tejido vegetal.

#### **3.2.2 Metodología**

- Se seleccionó una cepa de hongo con alta viabilidad.
- Se preparó la suspensión de hongo con agua desmineralizada, en un erlenmeyer para luego ser pasada la solución a un atomizador de 500 ml (figura 58).
- Se aplicó la suspensión del hongo contenida en el atomizador sobre el tejido vegetal (pilones de caña de azúcar) a una distancia aproximada de 15 cm, esperando que todas las hojas de los pilones sean mojadas por la suspensión del hongo (figura 59).
- Se expusieron las esporas sobre el tejido vegetal (pilones de caña de azúcar) en bandejas de 67 celdas a la radiación solar (figura 60). Se expusieron a la radiación solar 7 bandejas, porque cada bandeja se utilizó para cada tiempo que se fueron retirando una a una las bandejas. Se tomaron los respectivos tiempos de exposición de los pilones a la radiación solar, para luego ser lavadas con agua desmineralizada, las hojas de los pilones y esta ser colocada en cajas petri (figura 61). Los tiempos de retirar las bandejas fue a los 0, 30, 60, 90, 120, 150 y 180 min, por cada 30 minutos que transcurrieron se retiraba 1 bandeja.
- Se determinó la viabilidad de las esporas y se analizó la información.



**Figura 58.** Preparación de la solución de esporas de hongo *M. anisopliae*



**Figura 59.** Aplicación de la suspensión de esporas de hongo *M. anisopliae*

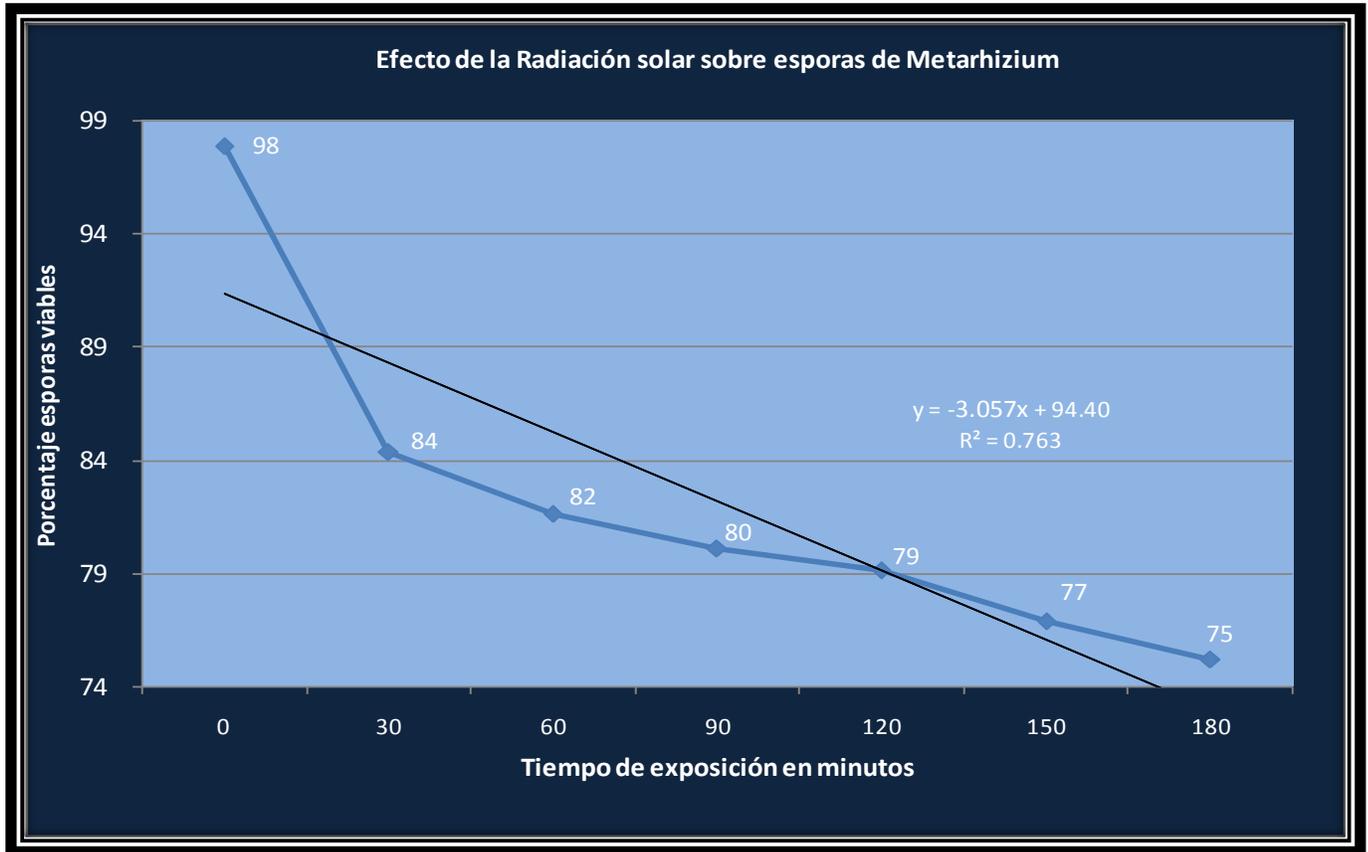


**Figura 60.** Bandejas de pilones de caña de azúcar, expuestos a la radiación solar



**Figura 61.** Lavado de esporas de hongo *M. anisopliae* en hojas de pilones de caña de azúcar

### 3.2.3 Resultados



**Figura 62.** Gráfica del efecto de la radiación solar sobre esporas de hongo *M. anisopliae*

Conociendo el tiempo (minutos) y los resultados de la exposición de las esporas a la radiación solar se pudo determinar la viabilidad de las esporas del hongo a un determinado tiempo, el cual sirvió para identificar a qué horas de la mañana es la mejor para hacer las aplicaciones de hongo *M. anisopliae* y así de esta manera tomar las medidas respectivas para que la viabilidad del hongo no disminuya.

### 3.2.4 Evaluación

Se puede indicar que las esporas del Hongo *Metarhizium anisopliae* expuestas sobre tejido vegetal a la radiación solar reducen su viabilidad progresivamente según el tiempo de exposición, después de 180 minutos la viabilidad se reduce en un 23%.

### **3.3 EVALUACIÓN DE CINCO DOSIS Y DOS TIPOS DE FERTILIZANTE GRANULADO DE LIBERACIÓN LENTA EN EL DESARROLLO DE VITRO-PLANTAS DE CAÑA DE AZÚCAR (*Saccharum spp.*) A NIVEL DE INVERNADERO**

#### **3.3.1 Objetivos**

- Evaluar la eficacia de los fertilizantes de liberación lenta para el mejoramiento de la calidad de las plántulas de caña de azúcar.
- Mejorar el vigor de la planta de caña de azúcar.
- Reducción de tiempo dentro del invernadero de la Planta de caña de azúcar.
- Disminución de mano de obra en la aplicación del fertilizante.

#### **3.3.2 Metodología**

El ensayo consistió en la evaluación de fertilizantes de liberación lenta para el mejoramiento de la calidad de la plántula de caña de azúcar. Cada tratamiento constó con 4 repeticiones. La unidad experimental fue una bandeja de 67 celdas. Se seleccionó un lote de plántulas de caña de azúcar, se aplicó la dosis indicada en las bandejas de cada tratamiento (tabla 19) y se siguió con su respectivo manejo agronómico a las unidades experimentales. Las variables respuestas evaluadas fueron peso planta, peso raíz, altura planta y longitud de raíz, se tomaron los datos respectivos y se analizó la información.

**Tabla 19.** Tratamientos evaluados, en la evaluación de cinco dosis y dos tipos de fertilizante granulado de liberación lenta en el desarrollo de vitro-plantas de caña de azúcar

TRATAMIENTOS	SUSTRATO	FERTILIZANTE	Dosis
T1	BM2	3 MESES	1 gr/Lt
T2	BM2		2 gr/Lt
T3	BM2		3 gr/Lt
T4	BM2		4 gr/Lt
T5	BM2		5 gr/Lt
T6	BM2	9 MESES	1 gr/Lt
T7	BM2		2 gr/Lt
T8	BM2		3 gr/Lt
T9	BM2		4 gr/Lt
T10	BM2		5 gr/Lt

### 3.3.3 Resultados

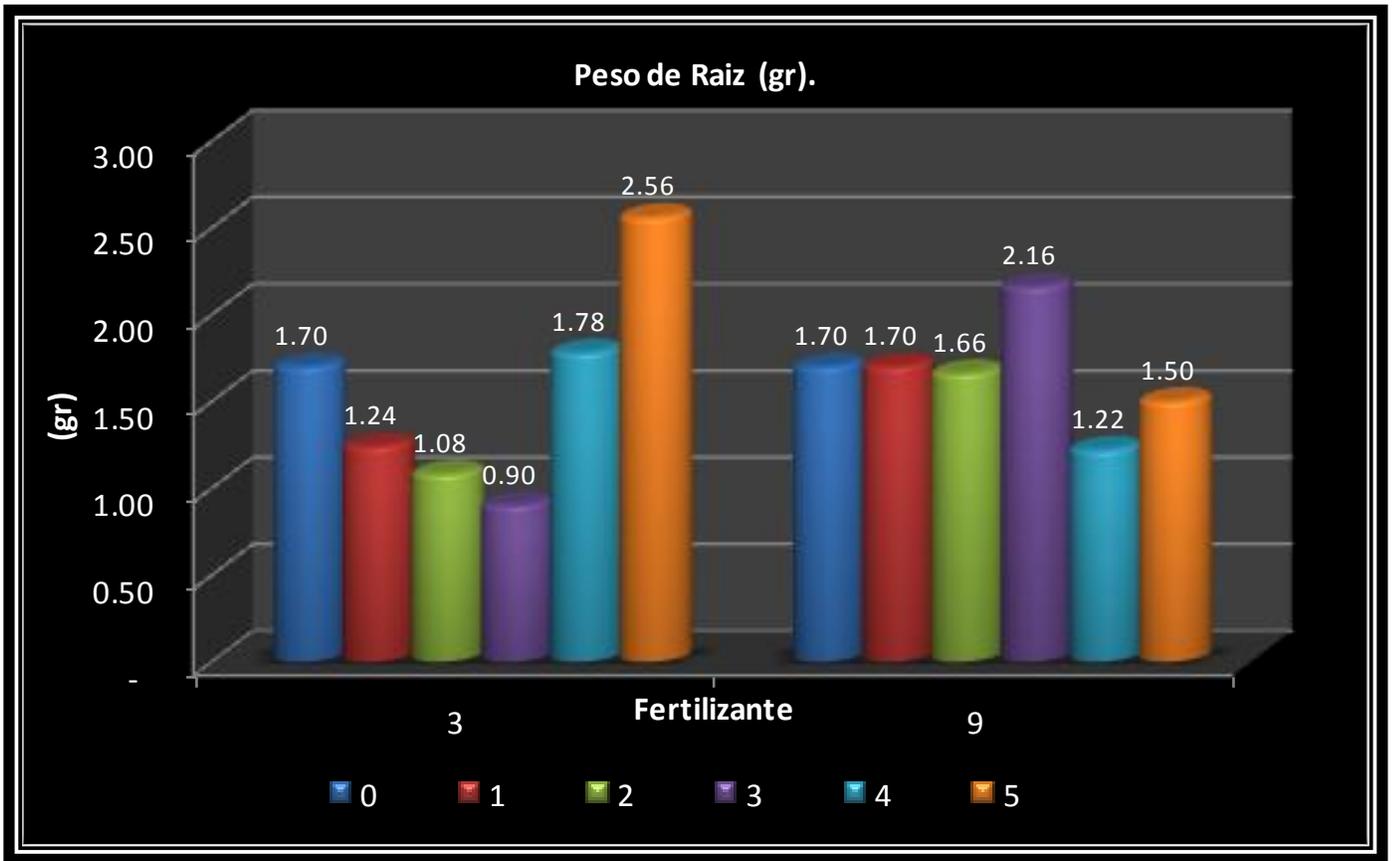


**Figura 63.** Tratamientos de fertilizante granulado de liberación lenta de 3 meses vrs testigo

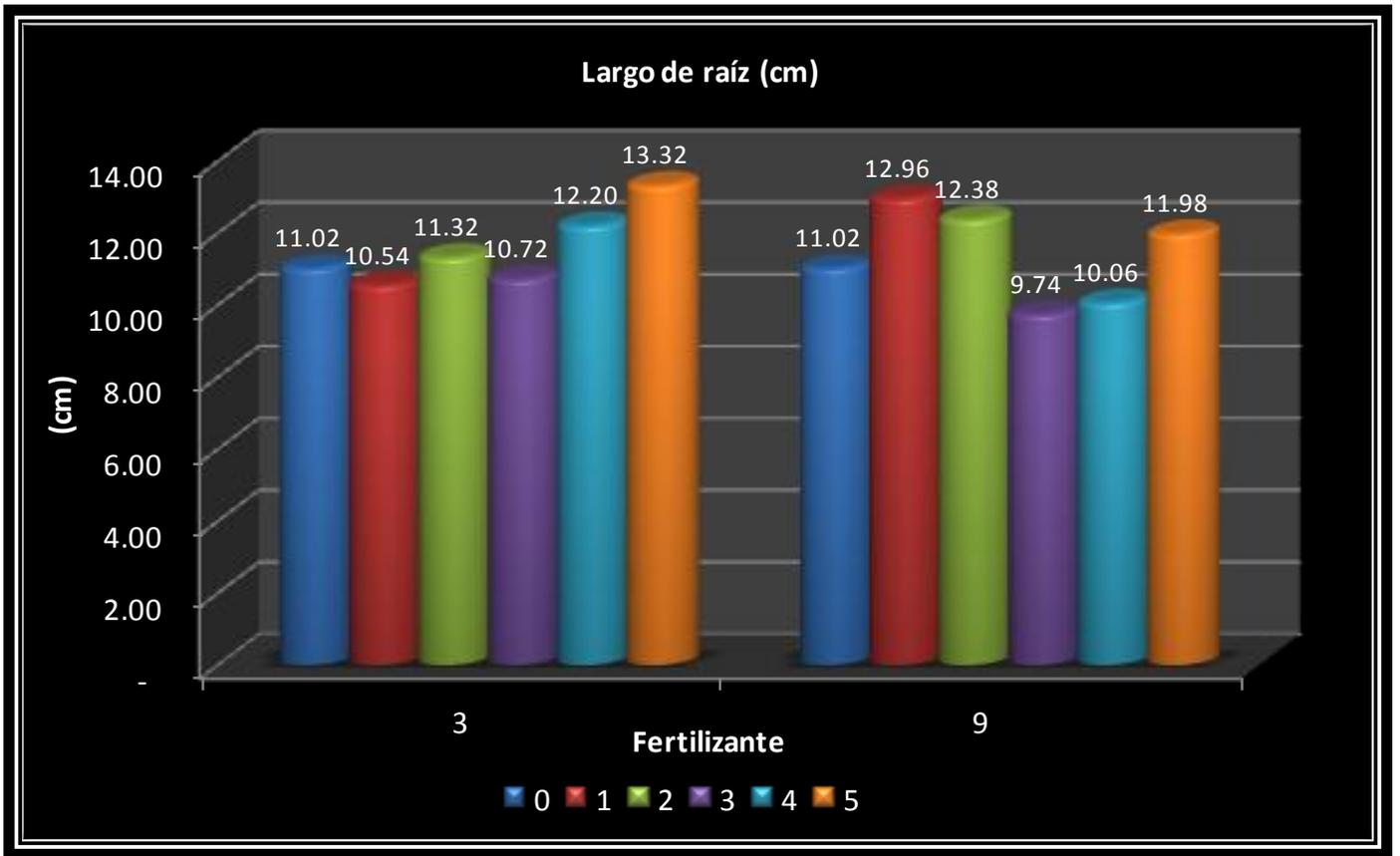


**Figura 64.** Tratamientos de fertilizante granulado de liberación lenta de 9 mese vrs testigo

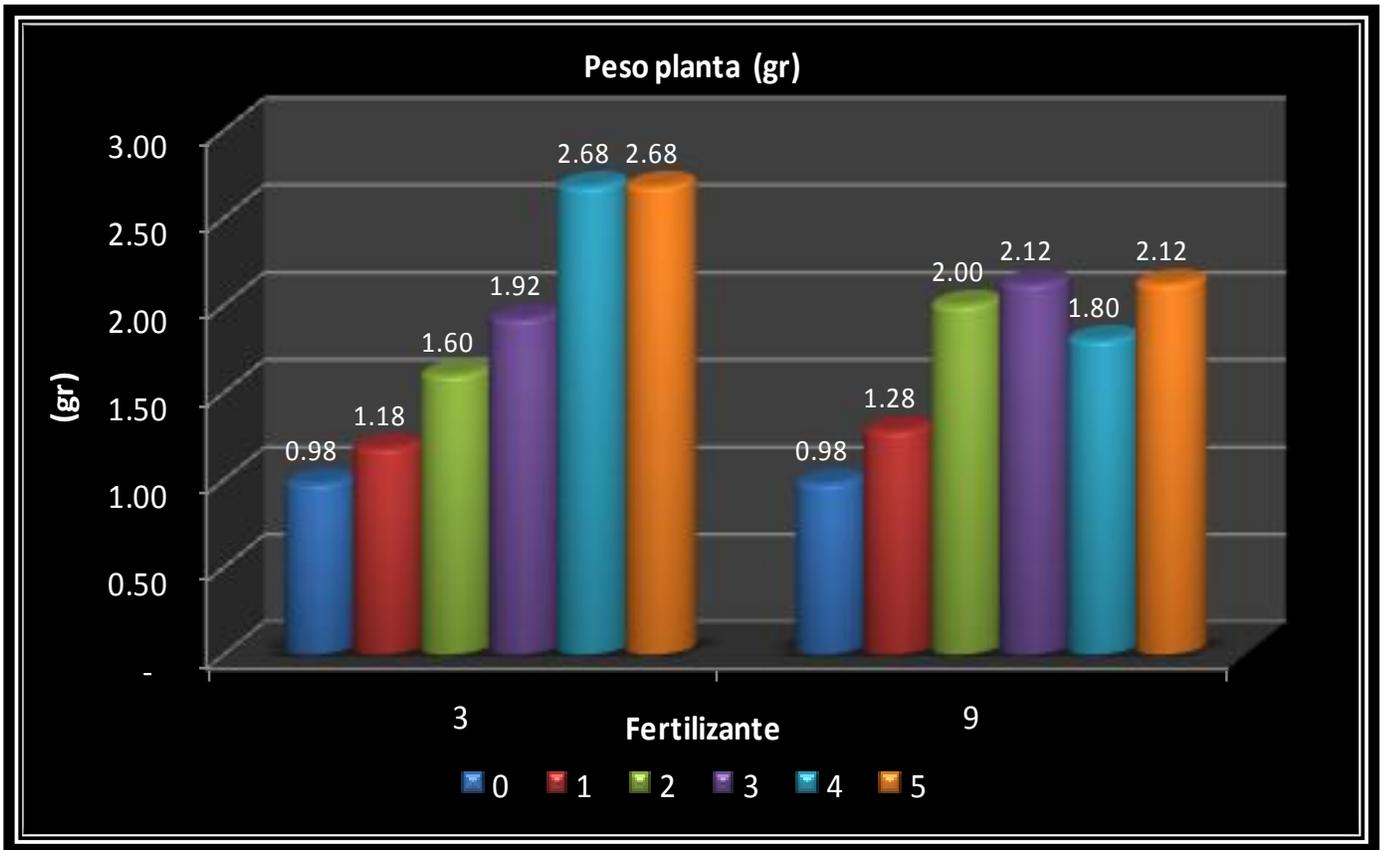
En las figuras 63 y 64 se pudo observar que si existieron diferencias entre los tratamientos y las dosis utilizadas. Ya que a simple vista en las fotografías se puede observar que las variables como el grosor del tallo, la altura del pilón y el largo de raíz, su crecimiento fue mucho mayor en algunos tratamientos que en otros vrs el testigo.



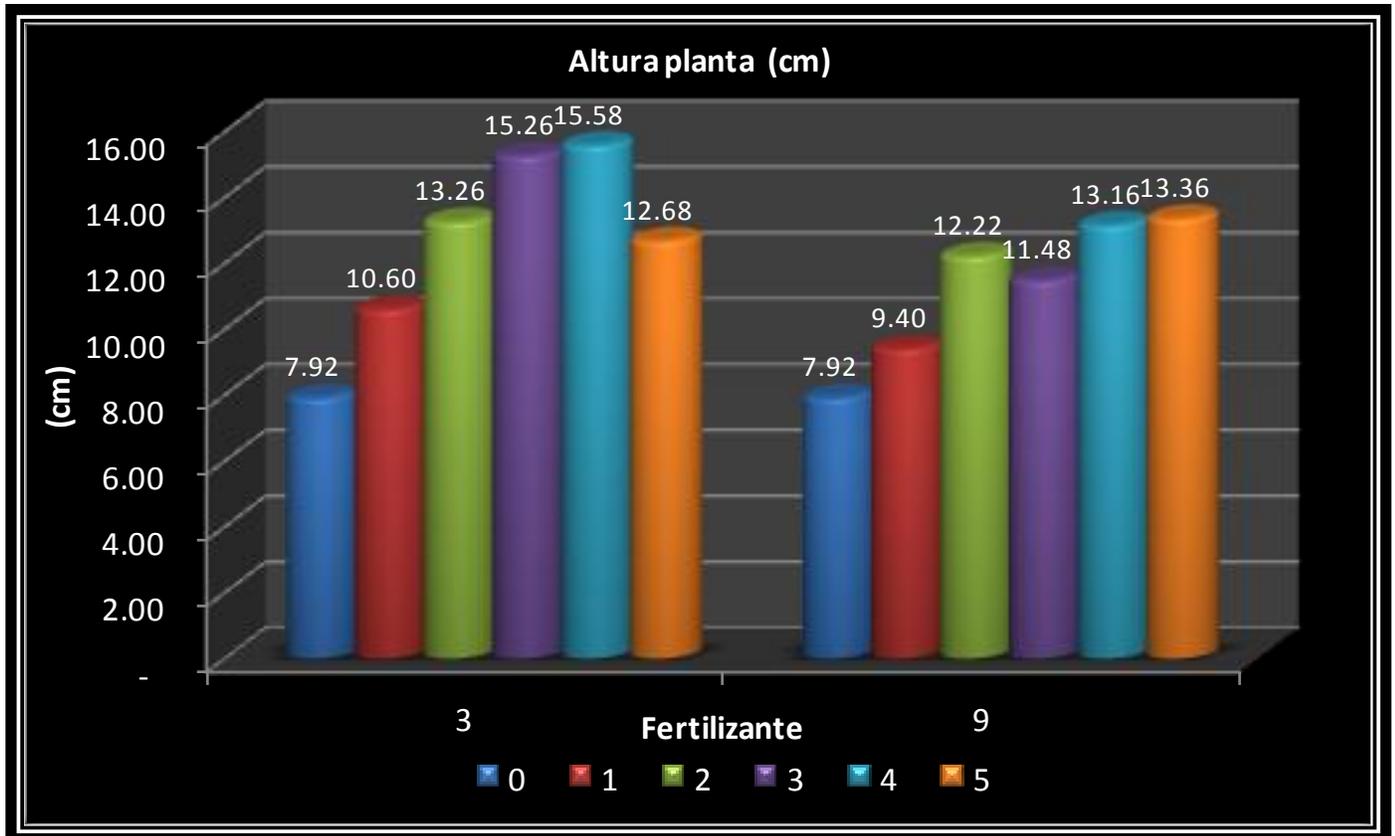
**Figura 65.** Gráfica del peso de raíz, pilones de caña de azúcar, fertilizantes de liberación lenta 3 y 9 meses



**Figura 66.** Gráfica del largo de raíz, pilones de caña de azúcar, fertilizantes de liberación lenta de 3 y 9 meses.



**Figura 67.** Gráfica del peso de la plántula de caña de azúcar, fertilizante de liberación lenta de 3 y 9 meses



**Figura 68.** Gráfica de la altura de la plántula de caña de azúcar, fertilizantes de liberación lenta de 3 y 9 meses

Las gráficas 65, 66, 67 y 68 nos muestran el comportamiento que tuvo cada tratamiento respecto a cada fertilizante y así de esta manera se identificó de una manera más rápida que fertilizante granulado de liberación lenta mejoro el rendimiento de la plántula y así mismo ver que dosis es la más adecuada para el pilón de caña de azúcar (*Saccharum spp*).

### 3.3.4 Evaluación

Los datos obtenidos del peso, largo de raíz y peso, altura de planta fueron datos tomados con mucha precisión y estos posteriormente se analizaron. Se observó que el fertilizante granulado de liberación lenta que obtuvo mejores resultados fue el fertilizante de 3 meses, y el tratamiento más adecuado que presentó el mejor rendimiento fue el tratamiento No. 5.

## 3.4 PRODUCCIÓN DE 120,000 PILONES DE TECA (*Tectona grandis*)

### 3.4.1 Objetivo

- Producir pilones de Teca (*Tectona grandis*), en excelentes condiciones.

### 3.4.2 Metodología

- Siembra de semillas en canasta plásticas, estas canastas contenían piedra pómez como sustrato, a estas canastas se les dio su manejo agronómico adecuado, en cada canasta se sembraron aproximadamente 1000 semillas de teca (figura 69).
- Llenado de bandeja con BM2:Piedra pómez y fibra de coco:piedra pómez.
- Se procedió al trasplante de las plántulas a bandejas de 6x4 (figura 71), se realizó cuando las semillas de teca en las canastas con piedra pómez germinaron a un 90% (figura 70)
- Se procedió a darle a las bandejas un manejo agronómico como fertilización, riego, poda (figura 72).
- Entrega de Pilones.



**Figura 69.** Siembra de semillas de teca en sustrato de piedra pómez



**Figura 70.** Germinación de semillas de teca en las canastas con sustrato piedra pómez



**Figura 71.** Plántulas de teca trasplantadas a bandejas con sustrato BM2: piedra pómez y coco: piedra pómez



**Figura 72.** Bandejas con pilones de teca

### **3.4.3 Resultados**

Se sembraron 121,920 semillas de teca (*Tectona grandis*), y a las semillas se les dio un manejo agronómico adecuado hasta su formación adecuada, y se obtuvieron 41,325 pilones formados para poder ofrecerse en el mercado.

### **3.4.4 Evaluación**

Se pudo observar que los pilones que se formaron fueron la tercera parte de lo que se sembró y se puede decir que existieron varios factores para que el resultado fuera este, pero uno de los factores que nosotros si podemos tener un mayor control para que la producción no sea afectada y esta pueda ser llevada en excelentes condiciones a campo para que estos pilones sean trasplantados y se obtenga un excelente rendimiento es el manejo agronómico que se le da a la semilla desde que se siembra hasta que el pilón se haya formado.

### 3.5 EVALUACIÓN DE TRES DIFERENTES ENRAIZADORES EN PILONES DE TECA (*Tectona grandis*)

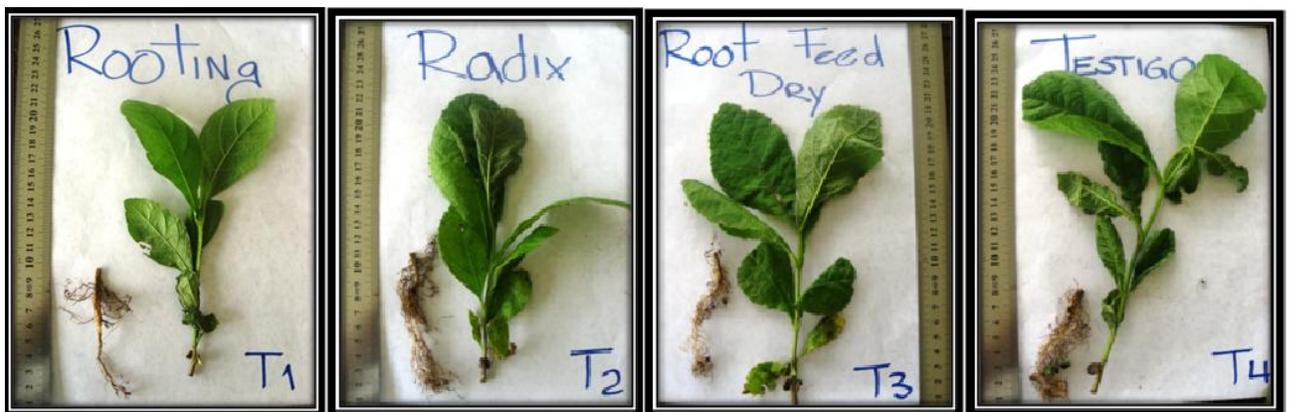
#### 3.5.1 Objetivos

- Evaluar tres diferentes enraizadores en pilones de teca (*Tectona grandis*).
- Evaluar que enraizador produce mayores efectos en los pilones de teca (*Tectona grandis*).

#### 3.5.2 Metodología

Se tomó un lote de bandejas de pilones de teca (*Tectona grandis*) y se identificó para cada tratamiento a utilizar, se evaluaron tres enraizadores y un testigo. Los enraizadores utilizados fueron Rooting, Radix y root Feed dry. Con la edad adecuada de los pilones se procedió a la aplicación del enraizador y también se le siguió dando su manejo agronómico. Se realizaron dos aplicaciones de enraizadores, la primera se realizó a los 40 días de la siembra y la segunda a los 62 días después de la siembra, los datos que se evaluaron se tomaron a los 39 días de la primera aplicación de los enraizadores. Los datos evaluados fueron largo de raíz, peso de raíz, altura de planta y No. de hojas.

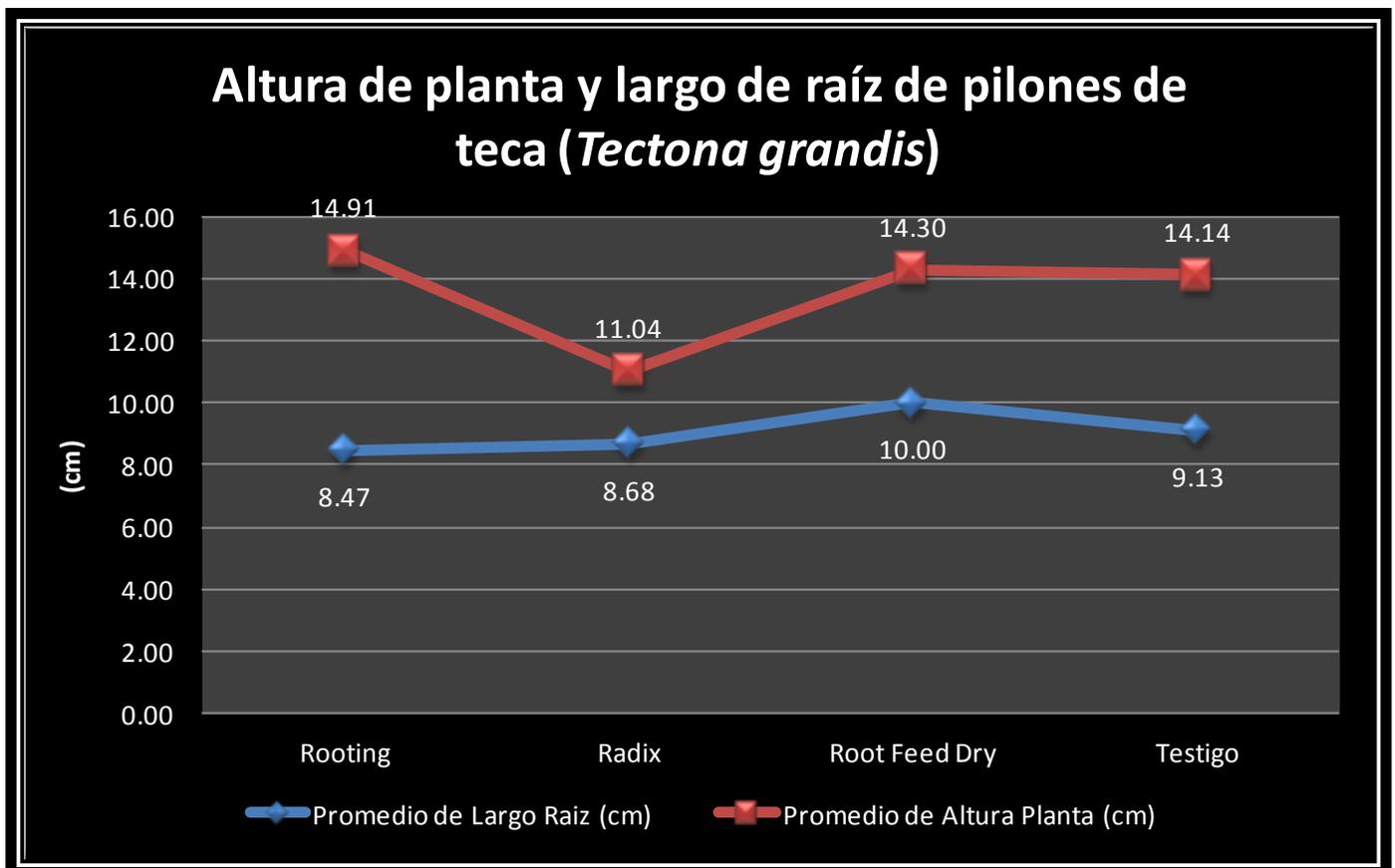
#### 3.5.3 Resultados



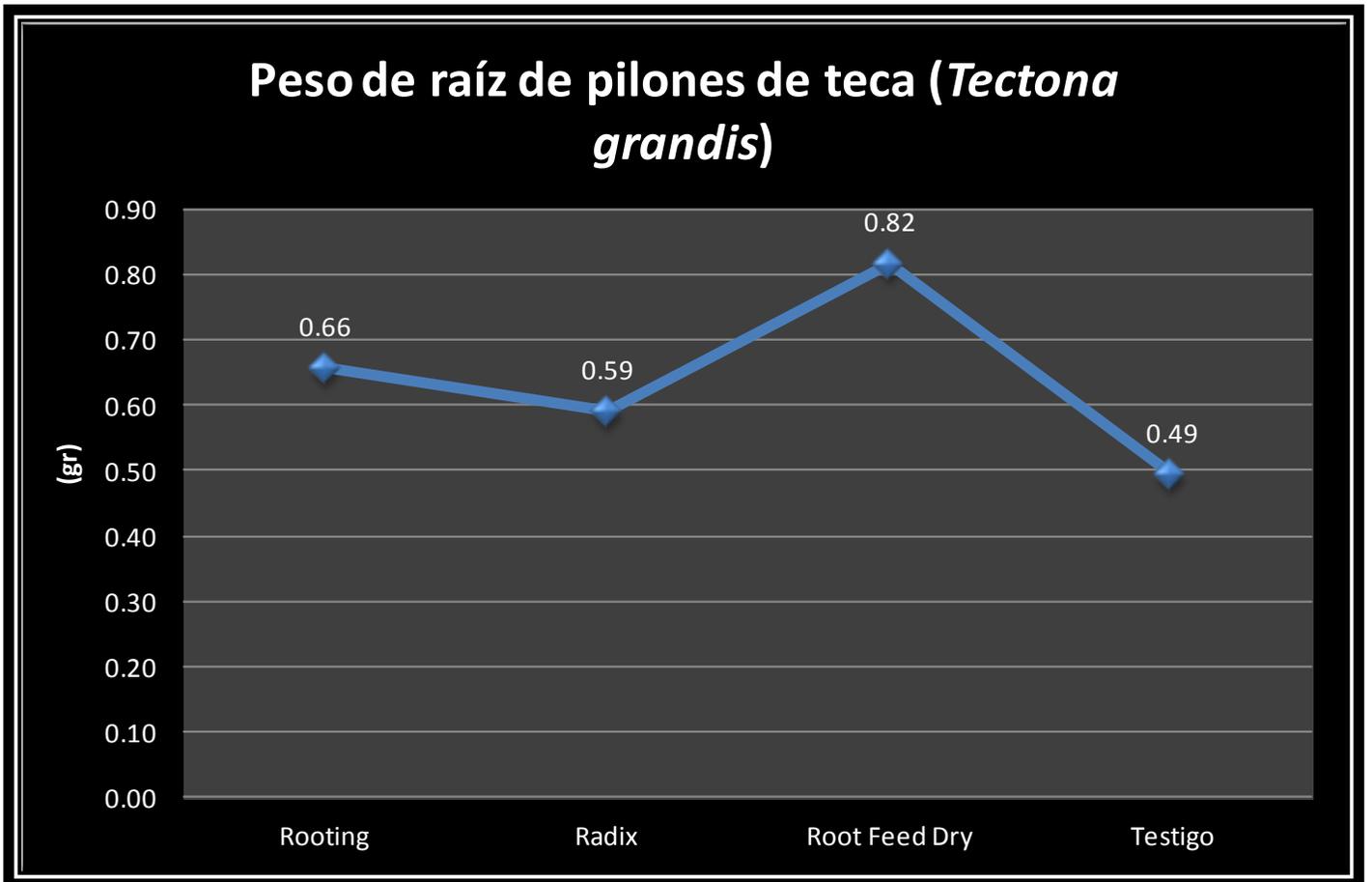
**Figura 73.** Tratamientos de enraizadores vrs testigo en pilones de teca

**Tabla 20.** Resumen de datos tomados en pilones de teca

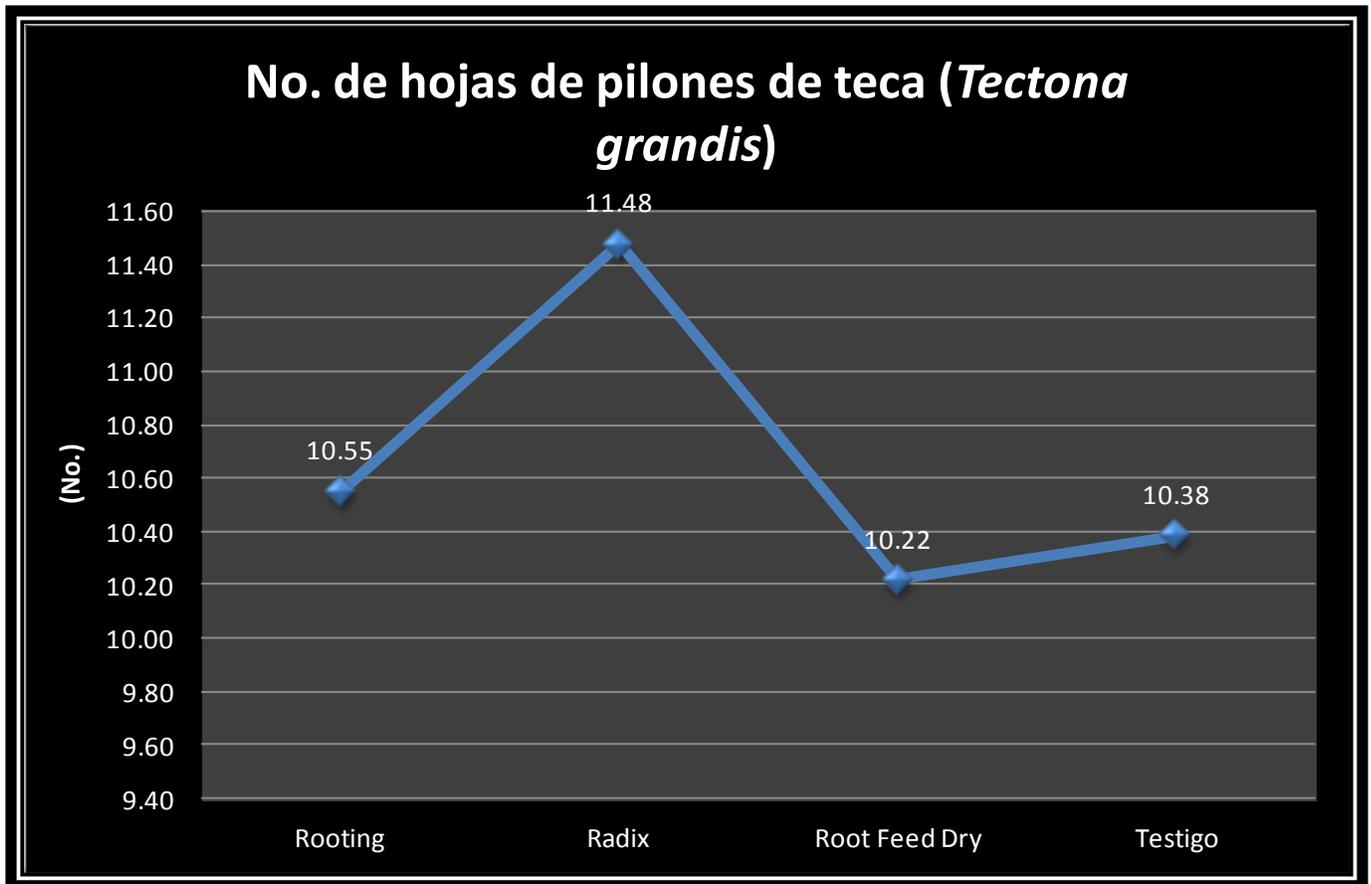
Tratamientos	Largo Raíz (cm)	Peso Raíz (gr)	Altura Planta (cm)	No. Hojas
Rooting	8.471	0.656	14.915	11
Radix	8.684	0.590	11.039	11
Root Feed Dry	10.002	0.817	14.295	10
Testigo	9.129	0.494	14.142	10



**Figura 74.** Gráfico de largo de raíz y altura de planta, utilizando enraizadores en pilones de teca (*Tectona grandis*)



**Figura 75.** Gráfico del peso de raíz, utilizando enraizadores en pilones de teca (*Tectona grandis*)



**Figura 76.** Gráfico de No. de hojas, utilizando enraizadores en pilones de teca (*Tectona grandis*)

Las gráficas 74, 74 y 76 nos muestran el comportamiento que tuvo cada pilón de teca (*Tectona grandis*) respecto a cada enraizador y así de esta manera se identificó de una manera más rápida que enraizador provoca un mejor rendimiento en los pilones de teca (*Tectona grandis*).

### 3.5.4 Evaluación

Los datos obtenidos del peso y largo de raíz, altura de plata y No. de hojas, fueron datos tomados con mucha precisión y estos posteriormente se analizaron. Se pudo observar que el tratamiento que obtuvo los mejores resultados fue el tratamiento No. 2, este es el enraizador Radix.