

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

FACULTAD DE AGRONOMÍA

ÁREA INTEGRADA



WILLIAM JOSÉ GARCÍA Y GARCÍA

GUATEMALA, JULIO DE 2018

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

FACULTAD DE AGRONOMÍA

ÁREA INTEGRADA

TRABAJO DE GRADUACIÓN

**EVALUACIÓN DE TRATAMIENTOS MICROBIOLÓGICOS PARA EL CONTROL DE
SINFILIDOS (*Scutigerella* spp), EN EL CULTIVO DE PIÑA (*Ananas comosus* L.)
DIAGNÓSTICO Y SERVICIOS REALIZADOS EN OPERACIONES DEL CAMPO, S.A.
SANTO DOMINGO, SUCHITEPÉQUEZ, GUATEMALA, C.A.**

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

POR

EN EL ACTO DE INVESTIDURA COMO

INGENIERO AGRÓNOMO

EN

SISTEMA DE PRODUCCIÓN AGRÍCOLA

EN EL GRADO ACADÉMICO DE

LICENCIADO

WILLIAM JOSÉ GARCÍA Y GARCÍA

GUATEMALA, JULIO DE 2018

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMÍA

RECTOR

DR. CARLOS GUILLERMO ALVARADO CEREZO

JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE AGRONOMÍA

DECANO	Ing. Agr. Mario Antonio Godínez López
VOCAL PRIMERO	Dr. Tomás Antonio Padilla Cámbara
VOCAL SEGUNDO	Ing. Agr. MA. César Linneo García Contreras
VOCAL TERCERO	Ing. Agr. M.Sc. Erberto Raúl Alfaro Ortiz
VOCAL CUARTO	Perito en Electrónica Carlos Waldemar De León Samayoa
VOCAL QUINTO	Perito Cont. Neydi Yasmine Juracán Morales
SECRETARIO	Ing. Agr. Juan Alberto Herrera Ardón

GUATEMALA, JULIO DE 2018

Guatemala, julio de 2018

Honorable Junta Directiva

Honorable Tribunal Examinador

Facultad de Agronomía

Universidad de San Carlos de Guatemala

Honorable miembros:

De conformidad con las normas establecidas por la Ley Orgánica de la Universidad de San Carlos de Guatemala, tengo el honor de someter a vuestra consideración, el trabajo de graduación titulado:

EVALUACIÓN DE TRATAMIENTOS MICROBIOLÓGICOS PARA EL CONTROL DE SINFILIDOS (*Scutigerella spp*), EN EL CULTIVO DE PIÑA (*Ananas comosus L.*) DIAGNÓSTICO Y SERVICIOS REALIZADOS EN OPERACIONES DEL CAMPO, S.A. SANTO DOMINGO, SUCHITEPÉQUEZ, GUATEMALA, C.A.

Como requisito previo a optar al título de Ingeniero Agrónomo en Sistema de Producción Agrícola, en el grado de académico de Licenciado.

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

Atentamente,

“ID Y ENSEÑAD A TODOS”

WILLIAM JOSÉ GARCÍA Y GARCÍA

ACTO QUE DEDICO

A DIOS

Por fortalecerme en todos los momentos de mi vida y por permitirme terminar este logro, por darme una familia amorosa y comprensiva que siempre me enseñaron el camino correcto y permitir que estuvieran en cada etapa de mi vida.

A MI MADRE

Juana Estela García García, por su amor, confianza, esfuerzo y apoyo incondicional en mi formación personal y académica, gracias por ese ejemplo de una mujer trabajadora, honesta y entregada a su familia. Gracias mami por ser ese pilar en los momentos más difíciles de nuestras vidas, gracias por ser tan detallista y demostrarme ese amor incondicional, porque para ti madre no me alcanzaría esta vida para demostrarte lo agradecido que estoy contigo y cuanto te amo agradezco a Dios por darme esa linda y hermosa mamá.

Gracias por que me enseñaste que las cosas buenas cuestan, pero con dedicación todo es posible.

Te Amo mami.

A MI HERMANO

A mi hermano Eddy Víctor Hugo García y García, por ser un ejemplo para mí y demostrarme que se puede alcanzar cualquier meta que uno se proponga, gracias por estar siempre ahí y ayudarme a ser un hombre de bien. Gracias por ser mi mejor amigo y el mejor hermano.

Tus consejos han sido y seguirán siendo pilares en mi vida, gracias por ese apoyo incondicional y hacer todo momento inolvidable, por tus preocupaciones, por alentarme a seguir adelante en los momentos difíciles. Te quiero hermano.

A MI ABUELITA

Juana García, por el cariño incondicional que me dio, los hermosos momentos que me regalo, por enseñarnos a ser humildes y ser nosotros mismos donde sea y siempre estar pendiente de todo sobre todo de los almuerzos.

Te mando un beso al cielo y sé que estas alegre por este logro que también es tuyo.

Te amare por siempre abuelita.

A MI NOVIA

Annie Diaz por ese amor tan único que me das, por ser esa persona tan sincera que está a mi lado, estar en momentos difíciles, eres parte de este logro y espero seguir cosechando muchos más a tu lado. TE AMO.

A MIS AMIGOS

Mynor Aquino, Ronald Barrios, Arnoldo Chenal, Diana Crespo, Raul Chenal, Maria Jose Labin, Wesly Ramirez, David Monzon, Mario Mejia, Raisa Talgi, Pedro Pablo Pinto, Franco colocho, Asdrubal Castillo, Karina Dessire, Evelin Monzon, Sergio Soto, Allan Folgar, Eddy Tabin, Salome Vilda, Jose Luis, Guillermo Teletor, Adriana por los momentos inolvidables y apoyo.

TRABAJO DE GRADUCACIÓN QUE DEDICO

A DIOS:

Por darme la sabiduría en mi vida.

A GUATEMALA

Mi Patria, el país de la eterna primavera.

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

Mi casa de estudio, alma mater.

FACULTAD DE AGRONOMÍA

Por los conocimientos y formación académica.

AGRADECIMIENTOS

A:

MI CASA DE ESTUDIOS

Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía, por brindarme los conocimientos necesarios para superarme y contribuir con el desarrollo del país.

MIS CATEDRATICOS

Por su paciencia, esmero y dedicación para educar y formar mejores profesionales.

MI ASESOR

Ing. Agr. Filadelfo Guevara, gracias por su apoyo, colaboración y paciencia.

MI SUPERVISOR

Dr. Marco Vinicio Fernández, gracias por su apoyo durante el proceso.

Ing. Agr. Abelardo Pérez Melgar, por brindarme la oportunidad de realizar mi EPS en tan honorable empresa.

Ing. Agr. Mario Rene de León Belteton, por el apoyo y consejos brindados en la finca San Luis – El Manguito.

Ing. Agr. Luis Contreras, por el apoyo a lo largo de mi EPS.

P. Agr. Willian Mazariegos, por el apoyo durante la investigación.

P. Agr. Abner Lemus, por su colaboración y apoyo a lo largo del EPS.

A la **Corporación Agropecuaria Popayán S, A.** y la empresa **Operaciones del Campo S.A.** por el apoyo durante el EPS.

ÍNDICE DE CONTENIDO

	Pág.
ÍNDICE DE CUADROS	V
ÍNDICE DE FIGURAS	VI
RESUMEN	VI

CAPÍTULO I

DIAGNÓSTICO SITUACIÓN ACTUAL DE LA SUBDIVISIÓN DEL DEPARTAMENTO DE TECNOLOGÍA AGRÍCOLA, MANEJO INTEGRADO DE PLAGAS (M.I.P), EN LA EMPRESA “OPERACIONES DEL CAMPO S.A.” EN PARCELAMIENTO SAN MAURICIO, SANTO DOMINGO SUCHITEPÉQUEZ, GUATEMALA. C.A

1.1	PRESENTACIÓN	1
1.2	OBJETIVOS	3
1.2.1	Objetivo General	3
1.2.2	Objetivos Específicos.....	3
1.3	METODOLOGÍA.....	4
1.4	RESULTADOS	5
1.4.1	Ubicación	5
1.4.2	Ecología.....	5
1.4.3	Suelos.....	6
1.4.4	Condiciones climáticas	6
1.4.5	Uso actual de la Tierra.....	6
1.4.6	Antecedentes.....	6
1.4.6.1.	Historia de la Finca San Luis – el Manguito.....	6
1.4.6.2.	Función de la sub-división de manejo integrado de plagas (M.I.P.)	7
1.4.6.3.	Organigrama operaciones del campo.....	7
1.4.7.	Descripción de las fases del manejo integrado de plagas durante el establecimiento del cultivo de piña (<i>Ananas comosus</i> L).	8
1.4.7.1.	preparación del suelo	8

1.4.7.2. Control de plagas en Fase uno (1), post y pre-siembra	8
1.4.7.3. Control de plagas en Fase dos (2) de crecimiento.....	8
1.4.7.4. Control de plagas en Fase tres (3) de producción	9
1.4.7.5. Control de plagas en Fase cuatro (4) de semilleros.....	9
1.4.8. Identificación de plagas en las que trabaja la subdivisión de Manejo	
Integrado de Plagas (M.I.P).	9
1.4.8.1. Insectos plaga del suelo	9
1.4.8.2. Plagas del fruto	10
1.4.9. Identificación de los problemas que pueden afectar al Departamento	
Técnico Agrícola	11
1.5. CONCLUSIONES.....	12
1.6. BIBLIOGRAFÍA	13

CAPÍTULO II

EVALUACIÓN DE TRATAMIENTOS MICROBIOLÓGICOS PARA EL CONTROL DE SINFILIDOS (*Scutigerella spp*), EN EL CULTIVO DE PIÑA (*Ananas comosus L.*) EN OPERACIONES DEL CAMPO, S.A. UBICADA EN SANTO DOMINGO, SUCHITEPÉQUEZ, GUATEMALA. C.A.

2.1. PRESENTACIÓN	14
2.2. MARCO TEÓRICO.....	16
2.2.1. Marco Conceptual.....	16
2.2.1.1. Origen de la Piña (<i>Ananas comosus L.</i>)	16
2.2.1.2. Taxonómica y morfología de la piña	16
2.2.1.3. Variedades	18
2.2.1.4. Requerimientos climáticos y Edáficos	18
2.2.1.5. Plagas y enfermedades de la piña.....	20
2.2.1.6. Productos microbiológicos.....	25
2.3. MARCO REFERENCIAL	31
2.3.1. Ubicación geográfica de la finca	31
2.3.2. Ecología y suelos.....	31

2.3.3. Condiciones climáticas	31
2.3.4. Uso actual de la tierra	31
2.3.5. Nematodos	33
2.3.6. <i>Beauveria bassiana</i>	33
2.3.6.1. Mecanismo de acción.....	33
2.3.7. <i>Metarhizium anisopliae</i>	34
2.3.7.1. Modo de acción	34
2.3.8. Lorsban™ 48 EC	34
2.3.9. Híbrido MD- 2	35
2.4. OBJETIVOS	36
2.4.1. Objetivo general.....	36
2.4.2. Objetivos específicos	36
2.5. HIPOTESIS	37
2.6. METODOLOGÍA.....	38
2.6.1. Descripción de los tratamientos	39
2.6.2. Diseño experimental	41
2.6.3. Unidad experimental	41
2.6.4. Distribución espacial	43
2.6.5. Descripción de las variables	44
2.6.5.1. Conteo de plantas	44
2.6.5.2. Muestreos de campo	44
2.6.6. Plan de análisis de resultados	45
2.7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	47
2.7.1. Plantas con presencia de sinfilidos	54
2.8. CONCLUSIONES.....	56
2.9. BIBLIOGRAFÍA	57
2.10. ANEXOS	60

CAPÍTULO III

SERVICIOS PRESTADOS EN FINCA OPERACIONES DEL CAMPO, ALDEA TAHUEXCO, EN EL PARCELAMIENTO SAN MAURICIO DE SANTO DOMINGO SUCHITEPÉQUEZ, COTZUMALGUAMA, ESCUINTLA, GUATEMALA. C.A.

	Pág.
3.2. PRESTACIÓN	64
3.3. ÁREA DE INFLUENCIA	65
3.4. OBJETIVO GENERAL.....	65
3.5. SERVICIOS PRESTADOS	65
3.6.1. Sistematización del manejo integrado de gallina ciega en finca San Luis El Manguito.	65
3.6.1.1. Definición del problema	65
3.6.1.2. Objetivos Especificos	65
3.6.1.3. METODOLOGÍA.....	66
3.7. RESULTADOS	70
3.8. EVALUACIÓN	94
3.9. BIBLIOGRAFÍA	95
3.10. MANUAL DE LAS PRINCIPALES PLAGAS DE PIÑA (<i>Ananas comosus L.</i>) BAJO CONDICIONES DE FINCA SAN LUIS – EL MANGUITO, “OPERACIONES DEL CAMPO”	96
3.10.1. Definición del problema	96
3.10.2. OBJETIVOS	97
3.10.3. METODOLOGÍA.....	97
3.11. RESULTADOS	99
3.11.1. Plagas de suelo en cultivo de piña	100
3.12. BIBLIOGRAFÍA	132

ÍNDICE DE CUADROS

	Pág.
Cuadro 1. Clasificación botánica del cultivo de la piña	17
Cuadro 2. Clasificación taxonómica de Sinfilido	20
Cuadro 3. Clasificación taxonómica de Beauveria bassiana	28
Cuadro 4. Tratamientos evaluados para el control de sinfilidos, Santo Domingo Suchitepéquez, Guatemala, 2016.	38
Cuadro 5. Dosis de los tratamientos utilizados en la investigación.	39
Cuadro 6. Cantidad de producto utilizado por unidad experimental y repeticiones	41
Cuadro 7. Número de sinfilidos presentes en el área de investigación antes de la siembra.	47
Cuadro 8. Promedio de los tratamientos del primer muestreo realizado.....	48
Cuadro 9. Promedio de los tratamientos del segundo muestreo realizado.	49
Cuadro 10. Promedio de los tratamientos del tercer muestreo realizado.....	49
Cuadro 11. Prueba de normalidad Shapiro Wilks.....	50
Cuadro 12. Análisis de varianza para el número de sinfilidos encontrados por tratamiento, en el mes de febrero de 2016.	51
Cuadro 13. Prueba de medias utilizando el método de Friedman (medias) del mes de febrero de 2016.	51
Cuadro 14. Análisis de varianza ANDEVA mes de marzo de 2016.	52
Cuadro 15. Prueba de medias para a los 60 días después de la aplicación (marzo 2016).....	53
Cuadro 16. Resumen del análisis ANDEVA del mes de mayo 2016.	54

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Mapa de La Finca San Luis – El Maguito	5
Figura 2. Organigrama de la empresa operaciones del campo	8
Figura 3. Plagas del suelo en el cultivo de piña: A) gallina ciega y B) sinfilidos.	9
Figura 4. Plagas del fruto y suelo: A) Gusano soldado, B) Tecla, C) Hormiga, D)Cochinilla. E) Rata cañera.	10
Figura 5. Ubicación geográfica de la Finca San Luis – Manguito	32
Figura 6. Unidad experimental	42
Figura 7. Croquis de campo	43
Figura 8A. Fotografía, <i>Scutigerella Inmaculata</i>	60
Figura 9A. Fotografía, Plantas con sintomatología a causa de sinfilidos.	60
Figura 10A. Daño de sinfilido (Escoba de bruja)	61
Figura 11A. Muestreado sacudiendo una planta de piña sobre la caja de cartón y nylon.	61
Figura 12A. Fotografía de muestreo: a) Muestreador revisando el suelo en busca de sinfilidos, b) Sinfilidos que cayeron sobre la caja de cartón forrada con nylon negro.....	62
Figura 13. Ciclo biológico de <i>Phyllophaga</i> spp.y meses en los que más daño causa.....	70
Figura 14. Adulto de <i>Phyllophaga</i> spp.....	71
Figura 15. Aplicaciones nocturnas	72
Figura 16. Trampa de pvc.	72
Figura 17.Trampa de madera.....	73
Figura 18. Trampas de Embudo. A) Trampa en potrero aledaño al cultivo de piña. B) Trampa encendida en el cultivo de piña. C) Trampa con luz led.	74
Figura 19. Personal realizando poda en cercos aledaños al cultivo de piña.....	75
Figura 20. Cercos podados para evitar follaje que sirva de alimento a insectos plaga. .	76

Figura 21. Pasos para siembra de neem (azadirachta indica) en cercos aledaños al cultivo como método repelente. A) Ubicación del lugar donde se va sembrar B) Realizar agujero. C) Retirar el nylon a la planta a sembrar. D) Colocar la planta dentro del agujero. E) Tapar con suelo el agujero. F) Resultado final, planta sembrada.....	77
Figura 22. Larvas de <i>Phyllophaga</i> spp. (A) larva colectada en campo. (B) larva vista en laboratorio.	77
Figura 23. Daño de gallina ciega <i>Phyllophaga</i> spp. en cultivo de piña (<i>Ananas comosus</i> L.) (A) Gallina ciega sobre caja de cartón forrada de nylon negro. (B) Gallina ciega detectada aún sujeta a una planta de piña. (C) Consumo total de sistema radicular en planta de piña. (D) Gomosis generado por daño de gallina ciega.....	78
Figura 24. Muestreo para gallinas ciegas en una plantación de piña. (A) Muestreo en campo. (B) Larva encontrada en campo.	79
Figura 25. Muestreo en campo	80
Figura 26. (A) Larvas encontradas luego de perforar el suelo (B) Chuzo (herramienta agrícola utilizada para perforar el suelo) para muestreo de Larva de <i>Phyllophaga</i> spp. En campo.	81
Figura 27. (A) Utilización de cajas de cartón forradas con nylon negro para la facilitar el muestreo de larvas de <i>Phyllophaga</i> spp. (B) Larvas sobre la caja utilizada en campo.	81
Figura 28. Sintomatología de la presencia de gallina ciega, focos de plantas con clorosis y puntas de las hojas dobladas. *	82
Figura 29 Daño severo por larva de <i>Phyllophaga</i> spp. en cultivo de piña (<i>Ananas comosus</i> L.).....	82
Figura 30. Medición para verificar la profundidad donde se encontró larva de <i>Phyllophaga</i> spp.....	83
Figura 31. Larva de <i>Phyllophaga</i> spp. aún sujeta a la raíz de la planta de piña.	83
Figura 32. Eliminación de rastrojo y nylon en plantaciones de piña.....	84

Pág.

Figura 33. Agrupación de rastrojo en las calles para ser quemados posteriormente	85
Figura 34. Quema de rastrojos entre calles para evitar ser hospederos.....	85
Figura 35. Mecanización en el terreno donde se siembra posteriormente el cultivo de piña.	86
Figura 36. Aves alimentándose de insectos y larvas luego del paso del tractor	86
Figura 37. Aplicación de productos microbiológicos en suelo sin mulch (suelo desnudo).	87
Figura 38. Comparación de una gallina ciega infectada (entre círculo) con nematodos entomopatogenos y una gallina ciega sana.....	87
Figura 39. Larva de <i>Phyllophaga</i> spp. Infectada por nematodos	88
Figura 40. Aplicación de productos químicos en plantación de ocho meses con daño severo de gallina ciega.....	89
Figura 41. Aplicaciones nocturnas de productos químicos	90
Figura 42. Larva afectada por productos químicos, se caracteriza por su color oscuro..	90
Figura 43. Larvas muertas en diferentes causas encontradas en campo	91
Figura 44. Recipiente de adultos de <i>Phyllophaga</i> spp. para captura de adulto de <i>Phyllophaga</i> spp. (A) Recipiente con insectos plaga 30 minutos después de encendida la luz. (B) Recipiente con insectos plaga en la mañana siguiente.....	92
Figura 45. Recipiente vacío conteniendo la planta para verificar si la aplicación de productos logra alcanzar el suelo.	93
Figura 46. Medición de la mezcla captada por la planta de referencia.	93
Figura 47. Ciclo de vida de <i>Phyllophaga</i> spp.	100
Figura 48. (a) Gallina ciega encontrada en campo. (b) Larva sobre caja de cartón.....	101
Figura 49. Planta de piña con poca raíz	102
Figura 50. Fotografía de gallina ciega: a) Planta de piña presenta pérdida total de raíz. b) Larva que ocasiono el daño en el sistema radicular en la planta.	103
Figura 51. Fotografía Muestra el método cultural: a) Mecanización, b) Poda de cercos	104

Figura 52. Aplicaciones de nematodos entomopatogenos.	105
Figura 53. Aplicación de productos químicos en planta con daño de <i>Phyllophaga</i> spp.	105
Figura 54. Ciclo Biológico de la Cochinilla.....	106
Figura 55. Fotografía de Cochinilla: a) Presencia de cochinilla del genero <i>Ferrisia</i> en fruta de piña, b) <i>Dysmicoccus</i> spp. vista en estereoscopio	107
Figura 56. Secreción producida por cochinilla.	107
Figura 57. <i>Pseudococcus</i> spp. presente en flor de piña.	108
Figura 58. Quema del rastrojo (restos de plantaciones anteriores)	109
Figura 59. Aplicación nocturna de Diazinon 60 EC ®.....	110
Figura 60. <i>Scutigerella</i> <i>Inmaculata</i>	110
Figura 61. Huevo de sinfilido visto en estereoscopio.....	111
Figura 62. Sinfilido sobre caja de cartón forrada de nylon negro.....	112
Figura 63. Plantas con sintomatología a causa de sinfilidos.....	112
Figura 64. Daño de sinfilido (Escoba de bruja).....	113
Figura 65. Muestreador golpeando y sacudiendo una planta de piña sobre la caja de cartón y nylon.	114
Figura 66. Fotografía de muestreo a) muestreador revisando el suelo en busca de sinfilidos. b) Sinfilidos que cayeron sobre la caja de cartón forrada con nylon negro.	114
Figura 67. Ciclo biológico de <i>E. nucicolora</i>	116
Figura 68. Fotografía de larva de <i>Elaphria nucicolora</i>	116
Figura 69. Larvas de <i>E. nucicolora</i> , llevadas al laboratorio para su determinación.....	117
Figura 70. Gomosis presente en fruta	118
Figura 71. Larva de <i>E. nucicolora</i> detectada en fruta, durante los muestreos.	119
Figura 72. Ciclo de <i>S. basilides</i>	120
Figura 73. (a) Larvas de <i>S. basilides</i> de izquierda a derecha (L4, L3, L2, L1) (b) Adulto de <i>S. basilides</i> sobre flor y c) larva vista en estereoscopio.....	121
Figura 74. Larva de <i>S. basilides</i> en fruto de piña, presenta gomosis.....	122
Figura 75. Hormiga de fuego (<i>Solenopsis</i> spp.)	124

Pág.

Figura 76. Hormigas <i>Solenopsis</i> spp. consumiendo Siege Pro® 0.73 GR.....	126
Figura 77. Roedor (<i>Sigmodon hispidus</i>)	127
Figura 78. Daño de rata en Fruta de piña.....	128
Figura 79. Rata capturada en trampa tipo jaula.....	129
Figura 80. (a) Elaboracion de los bocados (b) Consumo de los bocados en campo por roedor.....	129

RESUMEN

En Guatemala el cultivo de la piña (*Ananas comosus L.*) es uno de los productos agrícolas que representan gran parte de ingreso económico en el país abarcando un mínimo de 2000 hectáreas. El 70 % de la piña que se produce a nivel mundial es consumida como fruta fresca en el propio país de origen donde se cultiva con un elevado grado de calidad, se utiliza para exportaciones en estado fresco cortadas y en derivados.

La empresa “Operación del Campo S.A”, perteneciente a la corporación “Agropecuaria Popoyan S.A,” ubicada en la aldea Tahuexco, en el Parcelamiento San Mauricio de Santo Domingo suchitepéquez, Guatemala; actualmente, forma parte de la agro industria piñera de Guatemala la cual tiene como primordial enfoque la producción de piña (*Ananas comosus L. MERR.*) para exportación en fresco.

Dentro del departamento Técnico Agrícola, se encuentra la sub división de Manejo Integrado de Plagas (M.I.P.), la cual tiene como objetivo principal el muestreo de suelos y plantas para la detección de plagas, como también las pruebas de los diferentes productos destinados al control de las misma dentro del cultivo de piña (*Ananas comosus L.*), por tal razón se trabajaron en nuevas alternativas para el control de las mismas.

Como parte del Ejercicio Profesional Supervisado – EPS- se realizó un diagnóstico con el objetivo de conocer la situación actual del Departamento Técnico Agrícola, así mismo conocer como trabaja la subdivisión de Manejo Integrado de Plagas, debido a la presencia de las plagas se aumenta el número de cajas por hectárea en pérdida por lo cual es de importancia realizar evaluaciones.

Dentro de las plagas más importantes se pueden mencionar sinfilidos (*Scutigerella sp*), gallina ciega (*Phyllophaga menetriesi.*) y cochinilla (*Dysmicoccus brevipes*) estas se encuentran en el suelo, en el fruto la cochinilla harinosa (*Dysmicoccus brevipes*) y cochinilla rosada (*Dysmicoccus neobrevipes*), la tecla (*Strymon basilide*) y el gusano soldado (*Helicoverpa spp.*), agregado a eso están los roedores y las enfermedades causadas por hongos todas presentes en la zona piñera de Guatemala.

Los sinfílicos y otras plagas del suelo se controlan con productos químicos; sin embargo, dichos productos también tienen impacto en la fauna benéfica; en tal sentido, se buscaron otras alternativas con menos impacto ambiental. Razón por la cual en el presente trabajo se evaluaron alternativas de control biológico como nematodos entomopatógenos por su alta virulencia y rápida acción y hongos *Beuveria bassiana* y *Metarhizium anisoplia* (Saenz, 2011).

La presente investigación se realizó para generar alternativas de control microbiológico para sinfílicos. Los productos evaluados fueron: Nematodos entomopatógenos en dosis (5,000 JI/m², 10,000 JI/m², 20,000 JI/m²), *Metarhizium anisopliae* en dosis de 2.5 kg/ha, 5 kg/ha, 10 kg/ha, *Beuveria bassiana* en dosis de 0.2 kg/ha, 0.5 kg/ha, 1 kg/ha y Clorpirifos al 48% dosis única de 8 l/ha. como testigo relativo. En los 30 días de evaluación después de siembra no se presentaron diferencias significativas entre los tratamientos, y ninguno de ellos superó el umbral utilizado en la empresa (0.5 sinfílicos por planta). Sin embargo, el tratamiento de *Metarhizium anisopliae* en dosis de 10 kg/ha presentó una menor cantidad de sinfílicos siendo de 0.05 sinfílicos por planta, al final los tratamientos presentaron diferencia significativa respecto al testigo absoluto.

Como servicios prestados en el Ejercicio profesional en la Empresa Operaciones del Campo fue la sistematización del manejo integral de Gallina Ciega en la Finca El Manguito y la elaboración de un manual de las principales plagas del cultivo de la piña.



CAPÍTULO I

**DIAGNÓSTICO SITUACIÓN ACTUAL DE LA SUBDIVISIÓN DEL DEPARTAMENTO DE
TECNOLOGÍA AGRÍCOLA, MANEJO INTEGRADO DE PLAGAS (M.I.P), EN LA
EMPRESA "OPERACIONES DEL CAMPO S.A." EN PARCELAMIENTO SAN
MAURICIO, SANTO DOMINGO SUCHITEPÉQUEZ, GUATEMALA. C.A**

1.1 PRESENTACIÓN

La empresa “Operación del Campo S.A”, perteneciente a la corporación “Agropecuaria Popoyan S.A,” ubicada en la aldea Tahuexco, en el Parcelamiento San Mauricio de Santo Domingo SUCHITEPÉQUEZ, Guatemala, actualmente forma parte de la agro industria piñera de Guatemala la cual tiene como primordial enfoque la producción de piña (*Ananas comosus L. MERR.*) para exportación en fresco.

En el caso de la empresa “Operaciones del Campo S.A”, cuenta con el departamento de tecnología agrícola, que tiene un rol fundamental en cuanto a la investigación, desarrollo y generación de nuevas tecnologías referentes al cultivo de piña. (*Ananas comosus L. MERR.*)

Debido a que la producción de piña representa una actividad económica de suma importancia para Guatemala, el lograr la maximización de su productividad es un reto para la agroindustria piñera, en lo cual se engloban varios aspectos dentro del manejo como lo son la fertilización, el control de malezas, el riego, manipulación de la semilla y las plagas que afectan al cultivo, por lo que la investigación se enfocó primordialmente en la identificación de insectos plaga como en los métodos de control de los mismos.

Siendo los insectos plaga, la mayor de las preocupaciones por el nivel de pérdida que le genera a la empresa se evaluaron distintos tipos de control.

Dentro del departamento Técnico Agrícola, se encuentra la sub división de Manejo Integrado de Plagas (M.I.P.). El cual tiene como objetivo principal el muestreo de suelos y plantas para la detección de plagas, como también las pruebas de los diferentes productos destinados al control de las misma dentro del cultivo de piña (*Ananas comosus L.*), por tal razón se trabajaron en nuevas alternativas para el control de las mismas.

Debido a la presencia de las plagas se aumenta el número de cajas por hectárea en pérdida por lo cual es de importancia realizar evaluaciones con distintos productos para el control de las mismas y así poder elevar el número de cajas por hectárea de producto en fresco para exportación.

Dentro de las plagas del suelo más importantes se pueden mencionar sinfilidos (*Scutigerella* sp), gallina ciega (*Phyllophaga menetriesi.*) y cochinilla (*Dysmicoccus brevipes*) en el fruto la cochinilla harinosa (*Dysmicoccus brevipes*) y cochinilla rosada (*Dysmicoccus neobrevipes*), la tecla (*Strymon basilide*) y el gusano soldado (*Helicoverpa spp.*), agregado a eso están los roedores y las enfermedades causadas por hongos todas presentes en la zona piñera de Guatemala.

Los procedimientos generados deben de cumplir con un procedimiento metodológico para el establecimiento de ensayos experimentales tanto a nivel de campo como en condiciones controladas. Luego de llevar a cabo el proceso de prueba, las tecnologías que se identifiquen como potenciales para su transferencia dentro de la finca, deben de cumplir con tres aspectos los cuales son: Efectividad para la reducción de poblaciones de organismos plagas, que sean económicamente rentables y agroecológicamente sostenibles.

1.2 OBJETIVOS

1.2.1 Objetivo General

Determinar la situación actual de la subdivisión del departamento de tecnología agrícola, manejo integrado de plagas (M.I.P), En la empresa “Operación del Campo, S.A.” en finca El Manguito.

1.2.2 Objetivos Específicos

1. Describir el manejo de la subdivisión de manejo integrado de plagas del Departamento de Tecnología Agrícola cada una de las fases del manejo integrado de plagas durante el establecimiento del cultivo de piña.
2. Conocer los insectos plaga en las que trabaja la subdivisión de Manejo Integrado de Plagas (M.I.P).
3. Identificar los problemas que pueden darse en el manejo y control que ejerce el Departamento Técnico Agrícola en el MIP.

1.3 METODOLOGÍA

1.3.1. Fase de gabinete

Se realizó una revisión de literatura y fuentes secundarias de información (tesis, entrevistas y folletos informativos). Como también la elaboración del plan de trabajo.

1.3.2. Fase de campo

Se realizó un reconocimiento de las diferentes áreas donde se establecen las diferentes actividades de la subdivisión Manejo Integrado de Plagas como lo son ensayos experimentales, muestreos de plagas, tomas de peso de plantas, pruebas de inducción, etc., donde se llevó a cabo de manera general una observación de las diferentes plagas que afectan al cultivo de piña en las áreas bajo la administración de la empresa “Operaciones del Campo S.A”, ya que es el enfoque primordial de este diagnóstico.

Por último, se realizaron entrevistas semi estructuradas con claves personas encargadas de las actividades principales para el control de plagas y aspectos agrícolas dentro de la finca con las cuales se recopiló información importante referente al funcionamiento de la empresa.

1.3.3. Fase de Gabinete final

Se realizó la organización de datos, los cuales sirvieron para realizar un análisis para identificar la jerarquización de la problemática de la empresa.

1.4 RESULTADOS

1.4.1 Ubicación

La Finca San Luis - El Manguito, se encuentra situada en jurisdicción de la aldea Tahuexco, Municipio de Santo Domingo, Suchitepéquez a 178 km de la ciudad de Guatemala ver figura 1, a una altura promedio 40 m.s.n.m. Colinda al Norte con la finca Las Marías y el Parcelamiento San Mauricio, al Sur con el Parcelamiento Lupita, al Este con el Parcelamiento San Mauricio y finca Las Pilas, y al Oeste con la finca San Rafael y con la finca Covadonga.



Figura 1. Mapa de La Finca San Luis – El Maguito

1.4.2 Ecología

Según Holdridge, la zona de vida es un Bosque muy húmedo Subtropical (cálido).

1.4.3 Suelos

Los suelos que poseen las fincas San Luis - El Manguito, por lo general son suelos francos, ricos en materia orgánica, con un pH que oscila entre 5.5 a 6.5.

1.4.4 Condiciones climáticas

La precipitación promedio anual es de 1500mm, siendo las mayores precipitaciones entre los meses de junio a septiembre. La humedad relativa promedio anual es de 70 %. La temperatura promedio de la finca es de 31° C.

1.4.5 Uso actual de la Tierra

El uso principal que se le da a esta área es para el cultivo de piña (*Ananas comosus L. MERR.*), y se podría considerar como conservación ecológica áreas limitantes (cercos) de especies maderables como la Teca (*Tectona grandis spp.*).

1.4.6 Antecedentes

1.4.6.1. Historia de la Finca San Luis – el Manguito

El área destinada para la realización del diagnóstico ubicada en la finca “San Luis – el Maguito” era utilizada para plantaciones como el algodón, banano y pastos, no fue hasta el año 2002 que se empezó con el cultivo de piña (*Ananas comosus L. MERR.*), con el fin de exportar el producto en fresco y desde entonces se ve afectado por diferentes especies de plagas, lo que se ha ido incrementando con el pasar de los años (Cappa 2014).

1.4.6.2. Función de la sub-división de manejo integrado de plagas (M.I.P.)

La sub división de M.I.P esta direccionado para la generación de nuevas técnicas para el control de las diferentes especies de plagas del cultivo de piña (*Ananas comosus L. MERR.*) siempre velando que se cumplan algunos aspectos fundamentales que son: Efectividad, Rentabilidad y Sostenibilidad (Contreras, L. 2015).

1.4.6.3. Organigrama operaciones del campo

El personal que conforma la empresa operaciones del campo se encuentra organizada Figura 2. (León, 2015)

A) Gerente de producción

Es el encargado de producción de todos los proyectos de agropecuaria Popayán.

B) Gerente de proyecto

Es el administrador de la Finca San Luis – Manguito

C) Jefe de departamento de nutrición y fitosanidad

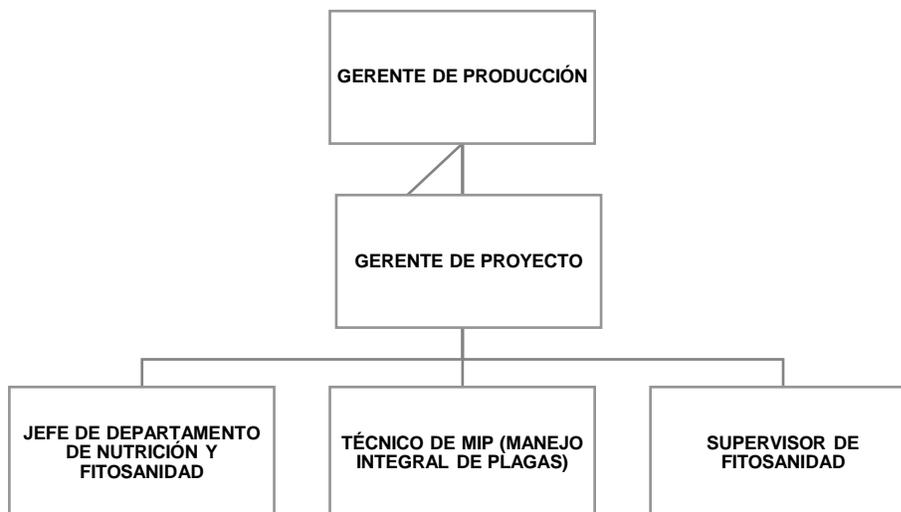
Se encarga de aplicación de fertilizantes y productos químicos y biológicos para control de plagas y enfermedades

D) Técnico de MIP (Manejo Integral de Plagas)

Al monitoreo y manejo de plagas y enfermedades.

E) Supervisor de fitosanidad

Supervisa las actividades del personal encargo de las actividades que conlleva el manejo integrado de plagas.



Fuente: Operaciones del Campo, S.A.

Figura 2. Organigrama de la empresa operaciones del campo

1.4.7. Descripción de las fases del manejo integrado de plagas durante el establecimiento del cultivo de piña (*Ananas comosus* L).

1.4.7.1. preparación del suelo

Se inicia con un proceso de mecanización para mullir el suelo (descompactación del suelo) y así mismo un manejo en el control de las plagas.

1.4.7.2. Control de plagas en Fase uno (1), post y pre-siembra

En la fase de post siembra consta de una aplicación de nematodos entomopatogenos y hongos al suelo desnudo y pre-siembra, se realiza inmersión de la semilla en Tecnofos® a base de fósforo y agentes oxidantes a una dosis de 600 gr por tonel de 200 lts. Esto con el fin de activar las defensas de la planta.

1.4.7.3. Control de plagas en Fase dos (2) de crecimiento

Durante esta fase del cultivo, el control consiste en controles químicos y biológicos. La primera aplicación de insecticidas se hace 15 días después de la siembra, aplicando

Mocap® a una dosis de 8 litros por hectárea. Para posteriores aplicaciones se basan en los muestreos realizados.

1.4.7.4. Control de plagas en Fase tres (3) de producción

Durante esta fase del cultivo se realizan aplicaciones de Diazinon® para control de cochinilla y *spodoptera spp.* Como también SIEGE® PRO para control de hormigas a una dosis de 1 kilogramo por hectárea y la distribución de bocados que consisten en maíz quebrado con veneno (racumin) para control de roedores.

1.4.7.5. Control de plagas en Fase cuatro (4) de semilleros

En esta fase del cultivo lo único que se realiza es la distribución de bocado para control de roedores.

1.4.8. Identificación de plagas en las que trabaja la subdivisión de Manejo Integrado de Plagas (M.I.P).

1.4.8.1. Insectos plaga del suelo

A. Sinfilidos (*Scutigera sp.*),

B. Gallina ciega (*complejo coleóptera escarabeidae*)

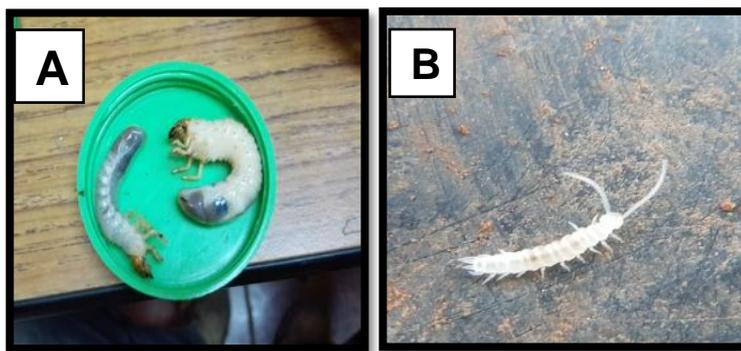


Figura 3. Plagas del suelo en el cultivo de piña: A) gallina ciega y B) sinfilidos.

1.4.8.2. Plagas del fruto

- A. Cochinilla harinosa (*Dysmicoccus brevipes*)
- B. Cochinilla rosada (*Dysmicoccus neobrevipes*),
- C. Tecla (*Strymon basilide*)
- D. Gusano soldado (*Helicoverpa spp.*)
- E. Hormiga (*Solenopsis sp*)
- F. Rata cañera (*Sigmodon hispidus*)
- G. Enfermedades causadas por hongos.

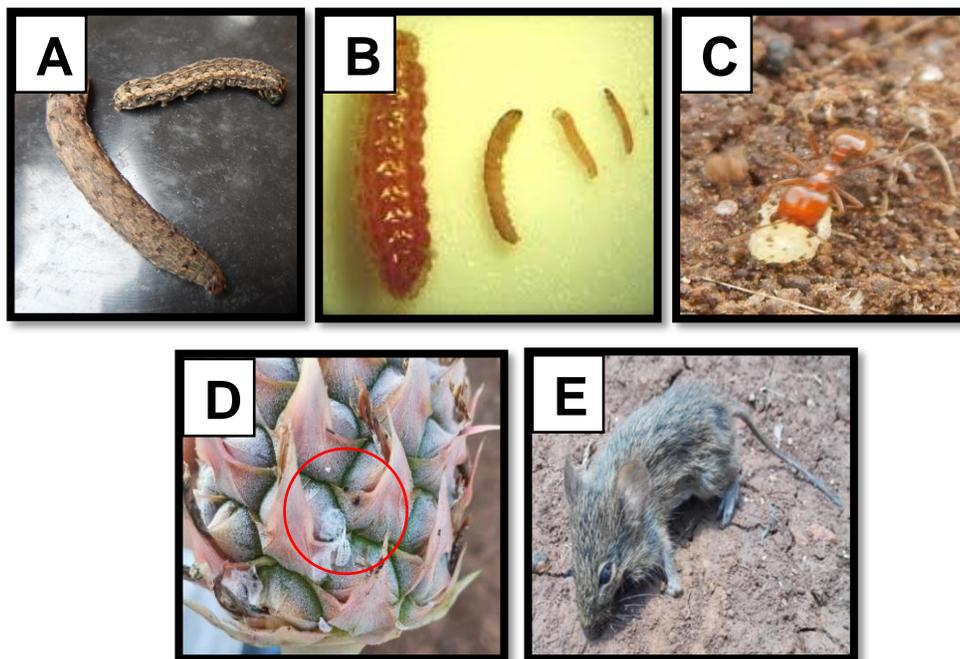


Figura 4. Plagas del fruto y suelo: A) Gusano soldado, B) Tecla, C) Hormiga, D)Cochinilla. E) Rata cañera.

1.4.9. Identificación de los problemas que pueden afectar al Departamento Técnico Agrícola

En base al diagnóstico realizado en la Finca San Luis – El Maguito, cuenta con un Departamento Técnico Agrícola MIP. La Finalidad del diagnóstico es conocer los problemas que sufre dicho departamento.

A continuación, se presenta un listado de problemas que tiene la finca.

- **Falta de pantallas en las trampas de luz**

Al no colocar pantallas en las trampas de luz, lo que sucede es la atracción de insectos de áreas cercanas a la finca por lo que era contraproducente colocar trampas de luz.

- **Proceso de muestreo, no adecuado para la identificación del sinfilido**

La finca como parte de sus labores tiene el proceso de realizar muestreos en las camas del cultivo de piña, las cuales están cubiertas mulch (nylon protector de malezas); los muestreos se realizaban extraído una planta de piña con la finalidad de encontrar plagas del suelo, este proceso se realizaba golpeando la planta extraída para que esta soltara el suelo adherido a sus raíces sobre el mulch y así poder observar si caían sinfilido, por lo cual este proceso no es más adecuado para identificación.

1.5. CONCLUSIONES

1. El manejo de la subdivisión del departamento de tecnología agrícola cada una de las fases del manejo integrado de plagas durante el establecimiento del cultivo de piña, Los procesos: pre siembra, siembra, post siembra, crecimiento, producción y semillero del cultivo de piña, son químico, biológico y manual, siendo el químico el más eficiente para el control de insectos plaga.
2. Los insectos plagan en las que trabaja la subdivisión de Manejo Integrado de Plagas (M.I.P). Se logró conocer las principales plagas que afectan al cultivo de piña en las diferentes fases fenológicas, y así encontrar soluciones sostenibles con el medio ambiente.
3. Al Identificar los problemas del Departamento Técnico Agrícola en el MIP, es necesario aplicar nuevas técnicas de trabajo.

1.6. BIBLIOGRAFÍA

1. Cappa Aquino, MI. 2014. control de *Phytophthora* sp. en piña (*Ananas comosus* L. Merr.) híbrido MD2, diagnóstico y servicios realizados en finca San Luis – El Manguito, ubicada en Santo Domingo Suchitepéquez, Guatemala, C.A. Tesis Ing. Agr. Guatemala, USAC, Facultad de Agronomía. 137 p.
2. Contreras, L. 2015. Proceso productivo del cultivo de la piña (*Ananas comosus* L. Merr.) híbrido MD2 para exportación (entrevista). Santo Domingo Suchitepéquez, Guatemala, Finca San Luis - El Manguito, Operaciones del Campo, S.A.
3. Ixtabalan, A. 2015. Proceso productivo del cultivo de la piña (*Ananas comosus* L. Merr.) híbrido MD2 para exportación (entrevista). Santo Domingo Suchitepéquez, Guatemala, Finca San Luis - El Manguito, Operaciones del Campo, S.A.
4. Lemus, A. 2015. Técnico de manejo integrado de plagas en el cultivo de la piña (*Ananas comosus* L. Merr.) híbrido MD2 para exportación (entrevista). Santo Domingo Suchitepéquez, Guatemala, Finca San Luis - El Manguito, Operaciones del Campo, S.A.
5. León Beltetón, MR De. 2015. Proceso productivo del cultivo de la piña (*Ananas comosus* L. Merr.) híbrido MD2 para exportación (entrevista). Santo Domingo Suchitepéquez, Guatemala, Finca San Luis - El Manguito, Operaciones del Campo, S.A.

The seal of the Academia Coactemalenensis is circular, featuring a central figure on a horse, a castle, a lion, and a cross. The text around the border reads "ACADEMIA COACTEMALENSIS INTER CETERAS URBIS CONSPICUA CAROLINA".

CAPÍTULO II

EVALUACIÓN DE TRATAMIENTOS MICROBIOLÓGICOS PARA EL CONTROL DE SINFILIDOS (*Scutigere* spp), EN EL CULTIVO DE PIÑA (*Ananas comosus* L.) EN OPERACIONES DEL CAMPO, S.A. UBICADA EN SANTO DOMINGO, SUCHITEPÉQUEZ, GUATEMALA. C.A.

2.1. PRESENTACIÓN

La empresa Operaciones del Campo S.A. Forma parte del agro industria piñera de Guatemala la cual tiene como primordial enfoque la producción de piña (*Ananas comosus* L.) híbrido MD-2 para exportación en fresco.

El cultivo de la piña en Guatemala, es el cultivo tropical con un alto crecimiento en los últimos 12 años (BANGUAT 2014), representando un crecimiento del 35% de área sembrada en el sector agrícola del país. Entre los artrópodos que más afectan el cultivo de la piña están los sinfilidos (*Scutigerella spp.*) causando aproximadamente el 40% de pérdida de la producción tomando en cuenta tamaño del fruto y mortalidad de plantas, el sinfilido es un artrópodo que ataca el sistema radicular principalmente las raíces secundarias provocando una ramificación que se conoce como “escoba de bruja” por la apariencia que las raíces toman.

Los sinfilidos y otras plagas del suelo se controlan muy bien con productos químicos, sin embargo, dichos productos también tienen impacto en la fauna benéfica, en tal sentido se buscaron otras alternativas con menos impacto ambiental. Razón por la cual en el presente trabajo se evaluaron alternativas de control biológico como nematodos entomopatógenos por su alta virulencia y rápida acción, y hongos *Beuveria bassiana* y *Metarhizium anisoplia* (Saenz, 2011).

La empresa cuenta con un umbral económico para los sinfilidos de 0.5 individuos por planta, lo que requiere de un control casi permanente.

La presente investigación se realizó para generar alternativas de control microbiológico para sinfilidos. Los productos evaluados fueron: Nematodos entomopatógenos en dosis (5,000 JI/m², 10,000 JI/m², 20,000 JI/m²), *Metarhizium anisopliae* en dosis de 2.5 kg/ha, 5 kg/ha, 10 kg/ha, *Beuveria bassiana* en dosis de 0.2 kg/ha, 0.5 kg/ha, 1 kg/ha y Clorpirifos al 48% dosis única de 8 l/ha. como testigo relativo. En los 30 días de evaluación después de siembra no se presentaron diferencias significativas entre los tratamientos, y ninguno de ellos superó el umbral establecido sin embargo, el tratamiento de *Metarhizium anisopliae* en dosis de 10 kg/ha presentó una menor cantidad de sinfilidos siendo de 0.05 sinfilidos por planta, todos los tratamientos presentaron diferencia significativa respecto al testigo absoluto.

A los sesenta y noventa días de evaluación después de siembra no se presentaron diferencia significativa entre tratamientos y el testigo absoluto, superando el umbral de 0.5 sinfilidos por planta en todos los tratamientos.

Debido al hábito de alimentación de los sinfilidos al no encontrar la suficiente cantidad de materia orgánica, estos prefieren alimentarse de material viva encontrando en las raíces una fuente de alimento principalmente de los pelos absorbentes causando un daño en la absorción de la planta (Contreras, 2015).

En la finca San Luis, uno de los máximos problemas que se tiene es la presencia de sinfilidos (*Scutigerella spp*), este artrópodo provoca daño en el sistema radicular de la planta de piña causando que no llene las características de exportación además de provocar una pérdida de más del 40% en pérdida de fruto en fresco para exportación considerando tamaño de piña y mortalidad de la planta en campo, disminuyendo el número de cajas por hectárea. Por lo cual es importante realizar evaluaciones con distintos productos para el control de los mismos y así poder elevar el número de cajas por hectárea de producto en fresco para exportación (Contreras, 2015).

La investigación se enfocó en el control de sinfilidos con diferentes productos microbiológicos ya que se desconocen los efectos que estos pudieran tener sobre esta especie.

2.2. MARCO TEÓRICO

2.2.1. Marco Conceptual

2.2.1.1. Origen de la Piña (*Ananas comosus* L).

La piña, es una planta de originaria del continente americano, específicamente en la cuenca superior del Paraná, o sea entre Brasil, Paraguay y la Argentina. El nombre piña fue asignado por los españoles ya que le recordaba al fruto del pino, La piña fue introducida en la península Ibérica en el siglo XVI por los conquistadores del nuevo mundo, aunque su verdadero nombre, de origen guaraní es Ananá, de donde proviene su nombre científico, Bertoni, citado por (Py y Leal 1989).

En el siglo XVIII de las islas Hawái, se exparto una forma original del conservar esta fruta, almíbar. El siglo XX la producción de piña se dobló a nivel mundial y desde esa fecha el continuado en aumento. Se clasifica en el orden de Irrádiales, en la familia de las Bromeliáceas, género de las Ananás y especie comosus. Su cultivo se limita a la región tropical.

2.2.1.2. Taxonómica y morfología de la piña

Las hojas actúan como áreas de conducción, contención y como tanques de reservorio. El agua es absorbida desde estos “tanques”, cuando sea necesario por medio de sus raíces adventicias parecidas a pelos en las hojas (Rivera, S 1984).

En el cuadro 1, se observa la taxonomía de la piña.

Cuadro 1. Clasificación botánica del cultivo de la piña

Reino	Plantae
División	Magnoliophyta
Clase	Liliopsida
Subclase	Commelinidae
Orden	Poales
Familia	Bromeliaceae
Subfamilia	Bromeliodaeae
Genero	<i>Ananas</i>
Especie	<i>A. comosus</i> (L) Merr.

Fuente: Infoagro, 2017.

A. Raíz

Las raíces de la planta son cortas y gruesas. Se considera que la mayor concentración de raíces se encuentra en los primeros 30 cm de profundidad y muy excepcionalmente a los 60 cm. El conjunto de raíces en la planta adulta es muy superficial, pero su distribución depende esencialmente de las características físicas del suelo, textura, estructura, aireación y humedad (Guido, 1983)

B. Tallo

El tallo tiene la típica forma de una maza de 25 – 30 cm de largo por 2.5-3.5 cm. En su y de 5.5-6.5 cm. Por debajo del meristemo Terminal, los entrenudos está muy próximos y su distancia no excede de los 10 cm (Py.C, 1969).

C. Las Hojas

La planta adulta presenta de 70 a 80 hojas, dispuestas en rosca con las hojas más jóvenes en el centro y las más antiguas en el exterior siguiendo la filotaxia 5/13 (es preciso seguir cinco espiras para encontrar dos yemas en una mismo vertical y al seguirlas –antes de llegar

al segundo vertical- se encuentran trece yemas). La forma de las hojas es variable, según su posición en la planta, por ejemplo: Las hojas “D”, traducen el estado fisiológico de la planta durante el período en que su crecimiento ha sido más activo y son útiles para estimar las necesidades de la planta y para “seguir” su crecimiento y desarrollo (Py, C. 1969). C.P-SIDERIS y B.H. KRAUSS ((citados por Py ,1969) distinguen dos grandes grupos.

2.2.1.3. Variedades

Existen diversas variedades de piña, las cuales varían en tamaño, color, sabor, y grados brix. Las variedades cultivadas en Guatemala son: Cayena Lisa, Española Roja y el híbrido MD-2.

A. Características morfológicas de la variedad MD-2

- El color externo del fruto es verde con amarillo
- La forma del fruto es cilíndrica,
- Cuello leve
- La pulpa es de color amarillo oro
- Jugosidad intermedia
- Fibra cruda menor cantidad (0.31%)
- Índice de grados brix 12-15
- Color de hojas verde esmeralda

2.2.1.4. Requerimientos climáticos y Edáficos

A. Clima

El clima afecta la calidad de la fruta, tanto en la composición de azúcares y ácidos como en la susceptibilidad al daño por frío. Este cultivo se desarrolla bien de 50 m. snm – 600 m.snm,

a mayores altitudes la fruta tiende a ser más ácida; el rango favorable de temperatura oscila entre los 20 °C a 30 °C.(Cappa, 2014).

B. Precipitación

El óptimo de precipitación se estima entre 1200 mm - 2000 mm bien distribuido en el año. Los requerimientos mensuales mínimos de agua son de 50 mm por planta (Cappa, 2014).

C. Luminosidad

La luminosidad ejerce una acción muy marcada en el rendimiento. Según Castañeda de Pretelt (2003), las plantas que crecen con limitaciones de luz producen frutas opacas y poco atractivas; las plantas que se desarrollan con una luminosidad favorable son brillantes y atractivas al consumidor. Sin embargo, una exposición frecuente a intensidades lumínicas muy fuertes causa quemaduras externas e internas en la fruta. En el FUSADES (1990), se menciona que la planta de piña se desarrolla mejor en días cortos siempre y cuando se alcance la cantidad de 100 horas luz como promedio mensual y 1200 a 1500 horas luz por año (Cappa, 2014).

D. Viento

La piña es susceptible a períodos largos de viento, disminuyendo su talla hasta un 25 %. Cuando se acompaña de lluvias abundantes los hongos penetran por heridas o roturas causadas por el frotamiento entre las hojas (Cappa, 2014).

E. Suelo

Los mejores suelos para este cultivo son aquellos que son permeables, franco limosos y con un pH de 5 a 6. En suelos arcillosos se debe hacer énfasis en un buen drenaje, ya que

estos tienden a retener mayor cantidad de agua, situación que propicia el desarrollo de enfermedades fungosas (Cappa, 2014).

Según la clasificación de suelos de FAO y del Soil Taxonomy, estos suelos son vertisoles, ya que son generalmente negros con alto contenido de arcilla que forma profunda grietas en las estaciones secas son extremadamente duros en seco y demasiado plásticos en humedo (FAO, 2018).

2.2.1.5. Plagas y enfermedades de la piña

Las plagas y enfermedades que afectan al cultivo de la piña están, cochinillas (Hemiptera), sinfilidos (*Symphyla*), gusano soldado y tecla (Lepidoptera), entre otros (Vargas, 2011).

A. Sinfilidos

a. Clasificación taxonómica de Sinfilido

Cuadro 2. Clasificación taxonómica de Sinfilido

Reino	Animalia
División	Anthopoda
Clase	Insecta
Orden	Symphyla
Familia	<i>Scutigerella</i> spp.
Genero	<i>Scutigerella</i> spp.

Fuente: Jiménez, 1999.

Este artrópodo afecta las raíces de la piña, se alimentan de la parte tierna de estas, según el grado de infestación, podría existir pérdidas sensibles en la producción, pues el sistema de raíces se daña. Los síntomas de daño se observan principalmente en las raíces secundarias y terciarias. Son cortes transversales en los ápices, de manera que cuando la raíz cicatriza produce otras raíces que salen en forma desordenada (escoba de bruja) (Jiménez, 1999).

b. Características de los Sinfilidos

Son pequeños, blancos, de cuerpo blando y parecido a los ciempiés, con 12 pares de patas. Poseen antenas prominentes y largas; las mueven en forma agitada cuando son perturbados. La humedad del suelo afecta su reproducción, pues requieren buena humedad; prefieren suelos porosos y con terrones. Afectan las raíces de la piña, se alimentan de la parte tierna de estas, según el grado de infestación, podría existir pérdidas sensibles en la producción, pues el sistema de raíces se daña (Jiménez, 1999).

Los sinfilidos se pueden encontrar en una amplia variedad de suelos, variando desde las parcelas cultivadas hasta las pasturas y bosques, son abundantes especialmente en invernaderos, prefiriendo los suelos húmedos, orgánicos y de textura suelta, estos causan daños en raíces de piña (Jiménez, 1999).

Los sinfilidos asociados al cultivo de piña son de hábito fitófago o saprófago, sufre de metamorfosis (huevo-larva-adulto) y pasa a través de siete instares, el primer instar tiene seis pares de patas y el adulto doce, miden aproximadamente 4.5 mm.

La hembra coloca los huevos en el suelo o en las hojas bajas de la piña los cuales alrededor de cinco días dan origen a una larva muy pequeña, de color blanco con seis pares de patas y un par de antenas; a través de mudas va incrementando de tamaño y el número de patas hasta completar los doce pares, presentan un par de proyecciones en la parte final del cuerpo, un par de antenas largas y carece de ojos (Jiménez, 1999).

c. Control

Se debe de contar con buen drenaje en los terrenos donde se siembra piña ya que la humedad favorece al desarrollo de estos artrópodos, como también el uso de químicos (Chavarria ,2013).

B. Cochinilla (*Dysmicoccus brevipes*)

Únicamente los ínstar iniciales de la cochinilla son móviles, estos se dispersan por la planta hasta establecerse para su posterior desarrollo. Aunque el insecto no ocasiona ningún daño directo sobre la fruta, ésta es descartada para exportación por aspectos cuarentenarios en los países de destino (Vargas, 2011).

a) Control

Antes de la siembra, la semilla debe ser tratada mediante inmersión en soluciones insecticidas, por ejemplo, los productos fosforados (300 ml. de producto comercial/ tonel de agua); o extractos botánicos (400 ml. / tonel de agua), en agricultura orgánica (Vargas, 2011).

También se debe controlar la hormiga (*Solenopsis spp*) ya que vive en simbiosis con la cochinilla, la hormiga la transporta y protege ya que se alimenta de la miel presentes en los exudados la cochinilla (Vargas, 2011).

C. Tecla (*Strymon basilides*)

La larva de Tecla ocasiona galerías internas en la pulpa, produciendo un exudado conocido como “gomosis” en la parte externa de la fruta. Los daños causados por el insecto son motivos de rechazo en la planta de empaque (Vargas, 2011).

a) Control

Una vez realizada la inducción floral en el lote de piña, se deben colocar bolsas de color rojo o grisáceo impregnadas con adherente en los bordes de la plantación para atrapar los adultos (Vargas, 2011).

El control biológico ha dado un excelente resultado sobre larvas de *Tecla* por medio de la bacteria *Bacillus thuringiensis*, utilizando la cepa *kurstaki*. Este organismo actúa únicamente por ingestión, por lo que debe utilizarse de manera preventiva antes de la emergencia de las larvas. Es importante alternar con productos químicos organofosforados, recordando que ambos actúan por contacto. Otras moléculas como el clorpirifos o lambda-cialotrina han funcionado adecuadamente contra la plaga; sin embargo, hay que recordar que el uso de agroquímicos es la última medida a tomar en un Manejo integrado de plagas (MIP) (Vargas, 2011).

D. Gusano soldado (*Spodoptera spp*)

La larva del gusano soldado ocasiona un raspado superficial de la fruta, produciendo una coloración translúcida de la pulpa y a menudo una “gomosis” externa. Estos daños o lesiones son motivos de rechazo en la planta de empaque, siendo la fruta descartada para exportación (Vargas, 2011).

a) Control

Al igual que con la *Tecla*, las áreas con influencia montañosa favorecen la incidencia de la plaga. Asimismo, las bolsas de color rojo o grisáceo impregnadas con adherente, atrapan el estado adulto del insecto en los bordes de la plantación posterior al forzamiento (inducción floral) (Vargas, 2011).

El control microbiológico ha dado un excelente resultado sobre el gusano soldado usando la cepa *aizawai* de la bacteria *Bacillus thuringiensis*, la cual puede alternar con productos químicos organofosforados y piretroides (Vargas, 2011).

E. Podredumbre bacteriana (*Erwinia spp*)

La *Erwinia spp* es una bacteria facultativa anaeróbica. Su daño se caracteriza por una lesión acuosa que inicia en la porción blanca de la base de las hojas y se traslada al medio como una ampolla de color verde olivo. (Bartholomew, 2003).

Puede ser transmitida por insectos como la hormiga, viento o rocío. Las plantas de 4 a 8 meses de edad son más susceptibles. Además, en algunas ocasiones se han presentado problemas de *Erwinia spp* en estado de flor-fruto (Vargas, 2011).

a) Control

Previo a la siembra, se debe seleccionar material libre de enfermedades y curar la semilla por inmersión con productos bactericidas. Si aparecen plantas afectadas presentando podredumbre en los primeros 30 días, se puede realizar un proceso de resiembra con semilla de mayor tamaño y peso para que la plantación llegue a emparejarse con el transcurso de los meses. El control biológico ha dado un excelente resultado por medio del hongo *Trichoderma* y microorganismos descomponedores. Además, pueden utilizarse productos de menor impacto a base de sulfato de cobre, amonio cuaternario y extracto de semillas de cítricos. Es importante alternar con productos químicos a base de fosetil-Al, mancozeb, metalaxil, carbendazina y otros permitidos para piña (Vargas, 2011).

F. Podredumbre fungosa (*Phytophthora spp*)

Según (Py & Tisseaus 1969), la infestación de *Phytophthora spp* suele comenzar por el corazón de la roseta transportado por el agua de deslizamiento o salpique. Este hongo puede causar grandes daños en los suelos de drenaje difícil y por tanto de permeabilidad insuficiente para las precipitaciones que reciben, sobre todo si además son ricos en calcio. Esta enfermedad (diferente especie), también ataca la raíz, especialmente en etapas tempranas de desarrollo (Vargas, 2011).

a) Control

Previo a la siembra, se debe seleccionar material libre de enfermedades y curar la semilla por inmersión con productos fungicidas debido a que se da una mejor cobertura. Si aparecen plantas afectadas por pudres en los primeros 30 días, se puede realizar un proceso de resiembra con semilla de mayor tamaño. Se podrían utilizar productos químicos permitidos para uso en el cultivo (Vargas, 2011).

2.2.1.6. Productos microbiológicos

A. Nematodos entomopatógenos

a. Clasificación taxonómica

Las familias más utilizadas en el control biológico de insectos, son las de la clase *Adenophorea*: *Mermitidae* y de la clase *Secernentea*: *Steinernematidae* y *Heterorhabditidae*. Actualmente se conocen 24 especies del género *Steinernema* y ocho especies del género *Heterorhabditis*. Los nematodos pertenecientes a la clase *Adenophora* durante su estado infectivo son de vida libre en el suelo o el agua (INRA, 1996).

La diferencia entre las familias *Heterorhabditidae* y *Steinernematidae* se puede reconocer por ciertos caracteres morfológicos evidentes, en su fase juvenil del tercer estadio, como es la presencia de un diente o esclerotización en la cabeza, más o menos marcado en los *Heterorhabditidae* y ausente en los *Steinernematidae* (INRA, 1996).

b. Morfología

Los nematodos tienen forma de gusano, muchas veces microscópicos. Pueden variar desde 2 mm hasta 10 mm (hembras) y de 0.1 mm -0.9 mm (machos). La distinción entre las hembras y los machos de ambas familias consiste en un dimorfismo sexual claro, ligado al tamaño y a la forma. La presencia de una primera generación de hembras es un buen criterio para reconocer los *Steinernema* (INRA, 1996).

Durante el ínstar infectivo o tercer estadio, no se alimenta y lleva en sus intestinos la bacteria mutualística. Las larvas de este instar pueden sobrevivir largo tiempo, porque tiene reservas de alimentos. Además poseen una doble cutícula y otras adaptaciones fisiológicas y morfológicas que ayudan a resistir condiciones adversas (INRA 1996).

Los huevos liberados por el hermafrodita (individuos que tienen órganos sexuales masculinos y femeninos), en el cadáver del insecto, se desarrollan en adultos anfimícticos (machos y hembras) que inician un nuevo ciclo de vida, mientras que los huevos que permanecen en el cuerpo del hermafrodita desarrollan juveniles infectivos (Kaya, 1993).

Los nematodos entomopatogenos poseen diferentes comportamientos de búsqueda para localizar a sus hospederos. Algunas especies, por ejemplo *Steinernema carpocapsae* y *S. scapterisci*, tienen una estrategia de "inmovilidad y espera," y tienden a permanecer cerca de la superficie del suelo, atentos para infectar insectos que se alimentan de los materiales presentes en el suelo (Kaya, 1993).

Otras especies, por ejemplo *S. glaseri* y *Heterorhabditis bacteriophora*, tienen una estrategia activa de búsqueda de sus hospederos (Kaya and Gaugler, 1993). La mayoría de los nematodos con esta estrategia tienden a ser altamente móviles y responden a los estímulos químicos del hospedero y están adaptados a insectos menos móviles en el suelo. Cabe señalar que las dos estrategias representan los extremos en el comportamiento de los nematodos entomopatogenos, pero es importante reconocer que existe un gradiente entre estos dos extremos (Kaya, 1993).

c. Simbiosis nematodo-bacteria

Los nematodos de las familias *Heterorhabditidae* y *Steinernematidae* están simbióticamente asociados con bacterias del género *Photorhabdus* y *Xenorhabdus*, respectivamente. Los juveniles infectivos o "dauer" de estos nematodos llevan las células de sus bacterias simbiotes en la parte anterior del intestino. Independientemente de la presencia de la bacteria simbiótica, los nematodos *Steinernematidae* desarrollan una vesícula intestinal

durante la formación del estado infectivo, la cual almacena las células bacteriales. Los *Heterorhabditidae* no poseen esta estructura y las células de *Photorhabdus spp.* Están distribuidas en el lumen del intestino, a menudo rodeadas de una especie de membrana de origen desconocido (Elhers, 1996). La simbiosis mencionada es indispensable para que el insecto se enferme y muera.

d. Relaciones entre los insectos y los nematodos

Existen muchas asociaciones entre los nematodos y los insectos, siendo las más importantes:

- a. Foresis
- b. Parasitismo facultativo
- c. Parasitismo obligado

Las relaciones hospedero-nematodo se han observado en diferentes hábitats y en ellas se ha estudiado la atracción del nematodo hacia el hospedero, las fuentes de alimentación, así como la influencia de estímulos químicos (Alves, 1986).

Los nematodos son atraídos hacia los insectos por la presencia de Bióxido de Carbono (CO₂) la temperatura del cuerpo del insecto, la presencia de la bacteria *Xenorhabdus nematophilus*, componentes fecales del insecto, el insecto hospedero y el plasma del insecto hospedero. El grado de esta atracción varía entre las especies del insecto (Alves, 1986).

B. *Beauveria bassiana*

Este incluye muchas especies entomopatógenas, donde la más notable es *B. bassiana*, es llamado hongo blanco muscardino, Agostino Bassi fue el primer científico en demostrar en el año 1835 que *B. bassiana* afectaba al “gusano de seda” *Bombix mori* (Acosta, 2006).

A partir de ese momento se han descrito diversas especies de *Beauveria*, según sus características morfológicas y genéticas, como: *B. bassiana*, *B. brongniartii*, *B. amorpha*, *B. vermiconia*, *B. velata*, *B. calendonica* (Acosta, 2006).

La importancia histórica fue el descubrimiento de una hormiga obrera trabajadora de 25 millones de años solidificada en ámbar la cual estaba cubierta por un hongo similar a los aislados de *Beauveria bassiana* (Acosta, 2006).

Los conidios son propágulos infectivos de *Beauveria* secos, hialinos (sin color) y de forma globosa a oval (Acosta, 2006).

Los conidióforos pueden ser simples o compuestos. Tienen una distribución mundial y un amplio rango de hospederos (Acosta, 2006).

a. Clasificación taxonómica de *Beauveria bassiana*

La clasificación taxonómica de *B. bassiana* según Barnett y Hunter (1998), es la siguiente en cuadro 3.

Cuadro 3. Clasificación taxonómica de *Beauveria bassiana*

Reino	Fungi
División	Amastigomycota
Subdivisión	Deuteromycota
Clase	Deuteromycetes
Subclase	Hyphomycetes
Orden	Monoliales
Familia	Monoliaceae
Género	<i>Beauveria</i>
Especie	<i>Bassiana</i>

Es uno de los patógenos más importantes que afectan diversos insectos, ha sido recuperado de muchos insectos del orden Coleoptera, Lepidoptera y Homoptera y probablemente ataca a todos los artrópodos (Acosta, 2006).

b. Historia

Debido a las características de *Beauveria* y a su fácil diferenciación en medios de cultivos sencillos, se le ha considerado como un potente agente de biocontrol. En el año 2004 se reportó que *B. bassiana* es un patógeno que afecta larvas del tercer ínstar de los escarabajos *Phyllophaga crinita* y *Anomala flavipennis*, por medio de impregnación de los conidios a una concentración de esporas de 1×10^9 mezcladas con tierra de diatomea.

Este método es llamado “Prueba de desafío máximo”. En sus resultados encontraron valores entre el 10 - 50% de mortalidad para *P. crinita*, mientras que para *A. flavipennis* fueron entre 45 - 90% de mortalidad (Acosta, 2006).

C. *Metarhizium anisopliae*

a. Especificaciones

El hongo *Metarhizium anisopliae* es un hongo imperfecto que pertenece a la subdivisión Deuteromycotina, clase Hyphomycetes, caracterizado por la formación de micelio septado con producción de conidios de aproximadamente 0.5 a 0.8 micras de diámetro o formas de reproducción asexual, en conidióforos que nacen a partir de hifas ramificadas. *Metarhizium anisopliae* afecta a insectos del orden Coleoptera y Homoptera (Acosta, 2006).

b. Almacenamiento

El *Metarhizium* mantiene su poder insecticida durante por lo menos 12 meses. Por ser un insecticida biológico puede ser afectado por temperaturas elevadas, por lo que se debe almacenar a temperaturas no mayores de 25 °C (Acosta, 2006).

c. Compatibilidad

El producto no debe ser mezclado con fungicidas, productos químicos o coadyuvantes que alteren el rango de pH entre 5.5 - 7.0. En cualquier mezcla debe probarse previamente su compatibilidad (Acosta, 2006).

d. Instrucciones de empleo

Para lograr una mayor eficacia en la aplicación de *Metarhizium* se recomienda mezclar con aguas de pH entre 5.5 — 7.0, sugiriéndose el uso de un corrector en caso necesario.

Para reducir el riesgo de lavado por lluvias y/o efecto de mala calidad de aguas, se recomienda utilizar un coadyuvante de tipo orgánico.

Las aplicaciones deben realizarse preferiblemente entre 6:00 a.m y 10:00 a.m. y después de las 4:00 p.m. o a cualquier hora en días nublados. El producto puede ser usado hasta el momento de la cosecha (Acosta, 2006).

2.3. MARCO REFERENCIAL

2.3.1. Ubicación geográfica de la finca

La finca San Luis - El Manguito, se encuentra situada en jurisdicción de la aldea Tahuexco, Municipio de Santo Domingo, Suchitepéquez a 178 km de la ciudad de Guatemala, a una altura promedio 40 m.s.n.m. Colinda al Norte con la finca Las Marías y el Parcelamiento San Mauricio, al Sur con el Parcelamiento Lupita, al Este con el Parcelamiento San Mauricio y finca Las Pilas, y al Oeste con la finca San Rafael y con la finca Covadonga, ver Figura 5.

2.3.2. Ecología y suelos

Según Holdridge, 2014. La zona de vida es un Bosque muy húmedo Subtropical (cálido).

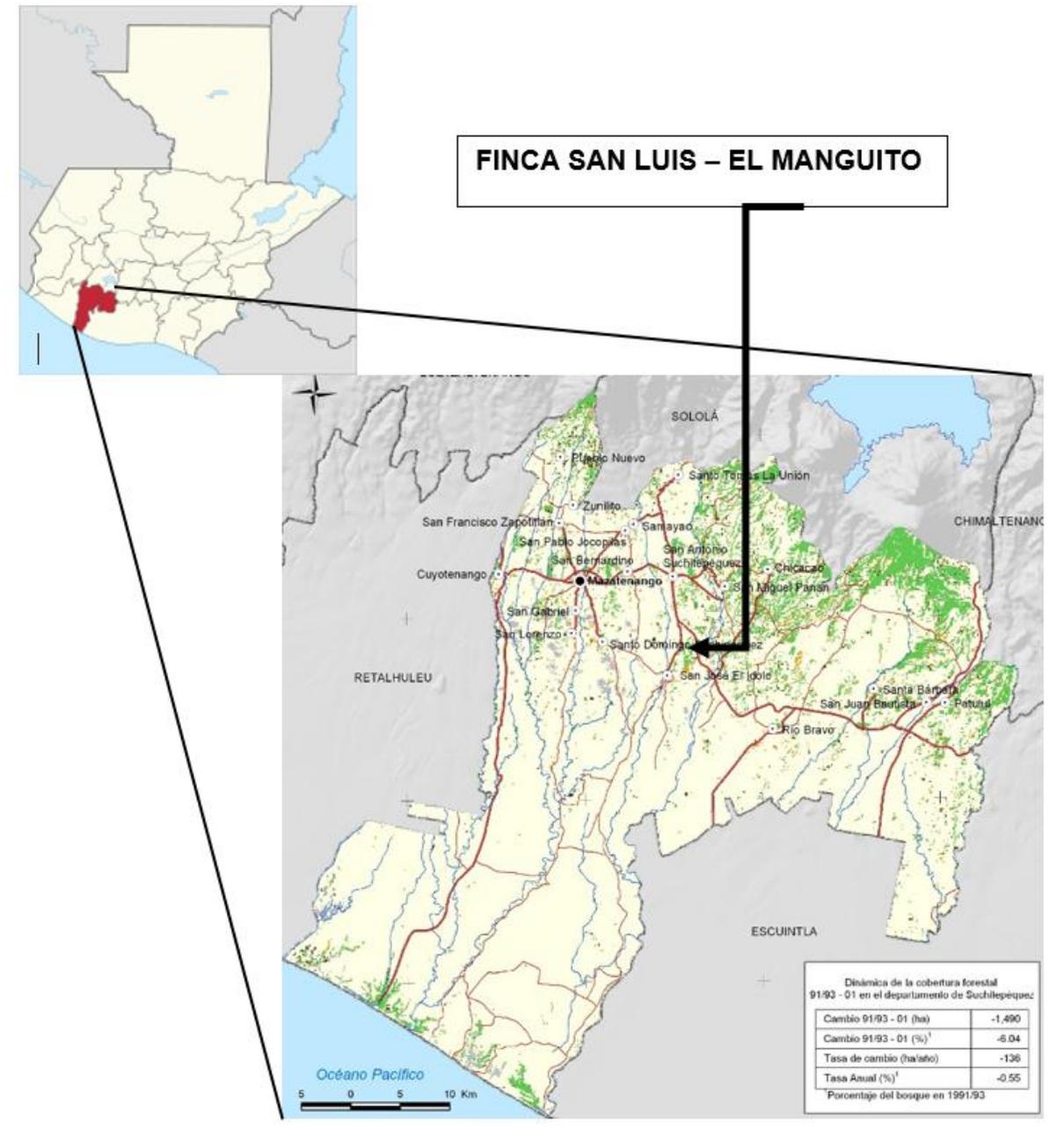
Los suelos que poseen las fincas San Luis - El Manguito, por lo general son suelos franco arcillosos, con un pH que oscila entre 5.5 a 6.5 (Cappa, 2014).

2.3.3. Condiciones climáticas

La precipitación promedio anual es de 1500 mm, siendo las mayores precipitaciones entre los meses de junio a septiembre. La humedad relativa promedio anual es de 70 %. La temperatura promedio de la finca es de 31 °C (Cappa, 2014).

2.3.4. Uso actual de la tierra

El uso principal que se le da a esta área es para el cultivo de piña, y se podría considerar como conservación ecológica áreas limitantes (cercos) de especies maderables como la Teca *Tectona grandis* (León, 2015).



Fuente: es.wikipedia.org.
www.mayasautenticos.com/images/SUCHITEPÉQUEZ.jpg

Figura 5. Ubicación geográfica de la Finca San Luis – Manguito

2.3.5. Nematodos

Los nematodos entomopatógenos se caracterizan por su asociación mutualística con bacterias específicas del género *Xenorhabdus* y *Photorhabdus* para *Steinernematidae* y *Heterorhabditidae*, respectivamente (Boemare 1996).

Los juveniles infectivos entran al insecto hospedero a través de las aberturas naturales (boca, ano y espiráculos) y penetra al hemocele (cavidad general secundaria de los artrópodos, que constituye un sistema lagunar lleno de líquido hemático y forma parte del aparato circulatorio abierto). En ocasiones, pueden penetrar también a través de las áreas intersegmentales hasta el hemocele (Bedding y Molyneux, 1982).

Una vez en el hemocele, los juveniles liberan las bacterias, las cuales se multiplican y matan al insecto en 48 horas. Los nematodos se alimentan de las células bacterianas y degeneran el tejido del hospedero, produciendo dos o tres generaciones y emergiendo del cadáver los juveniles para buscar nuevos hospederos. Cada juvenil de *Heterorhabditidae*, tiene el potencial de reproducción, porque se desarrolla en un individuo hermafrodita en la primera generación.

Según Kaya (1993), la especie *Heterorhabditis* tienen una estrategia activa de búsqueda de sus hospederos lo que los hace más eficientes en control de plagas.

2.3.6. *Beauveria bassiana*

2.3.6.1. Mecanismo de acción

Este patógeno se encuentra en la naturaleza siguiendo dos posibles ciclos de desarrollo, saprófitos en desechos vegetativos y parasíticos en insectos. El crecimiento saprófito da como resultado la producción de conidióforos, conidios y desarrollo micelial. Esta característica permite que el hongo pueda ser cultivado en el laboratorio utilizando técnicas de bajo costo para producción en masa.

La infección parasítica de los insectos es causada por las esporas y la ruta más común de penetración directa se realiza a través de la cutícula del insecto. Las conidios de *B. bassiana* ingresan a la cavidad del cuerpo del insecto donde se desarrollan produciendo micelios y blastoesporas. Posteriormente éstos son transportados por la hemolinfa hacia todas las partes del cuerpo, y afecta todos los órganos principales para luego ocasionar la muerte del insecto (Acosta, 2006).

2.3.7. *Metarhizium anisopliae*

2.3.7.1. Modo de acción

Comienza por la adhesión del tegumento y la germinación de los conidios o esporas sobre este. Luego se produce la penetración a través de la cutícula del insecto, la multiplicación del hongo en el hemocele y la producción de toxinas (en ciertos hongos y cepas). Sobreviene la muerte del insecto y el hongo coloniza todo el interior del hospedero.

Posteriormente, el micelio sale hacia el exterior pasando a través del tegumento, esporula sobre la superficie del insecto y finalmente los propágulos son diseminados al medio. (Acosta, 2006).

2.3.8. Lorsban™ 48 EC

Es un insecticida organofosforado de amplio espectro recomendado para uso en varios cultivos, afectando a los insectos por varias vías como lo son contacto, ingestión e inhalación en piña se recomienda aplicar dentro de un manejo integrado que incluya, control cultural, evitando el transporte de plantas de sitios infestados a sitios libres de plagas, control mecánico preparando bien el suelo, con una buena profundidad (25cm), sin dejar terrones (Dow, 2014).

El ingrediente activo del producto es clorpirifos en una concentración de 48%, y su método de acción puede ser por contacto, ingestión e inhalación.

En el cultivo de piña se recomienda para control de sinfilidos (*Scutigerella* spp), en dosis de 2 a 6 L/ha de 2000 a 4000 L/ha de Agua (Dow 2014).

La aplicación de este debe hacerse al momento del trasplante o cuando se observan los primeros síntomas de decoloración en las hojas de piña (Contreras, 2015).

2.3.9. Híbrido MD- 2

Esta variedad de piña es de color amarillo, es tolerante a algunas plagas y enfermedades. Sus flores son de color amarillo con peso promedio de 1.8 a 2.0 Kg por fruto. También es conocida como “Golden Ripe”, “extra Sweet”, y “Maya Gold” (Cerrato, 2013).

El híbrido MD2 fue desarrollado por el Instituto de investigaciones de Hawai y por la multinacional Del Monte. Se cultiva en costa Rica desde hace más de 20 años (Cerrato, 2013).

El sinfilido *Scutigerella immaculata* es un artrópodo considerado en Colombia como una importante plaga de interés económico en el cultivo de flores y otros cultivos. Se realizó en Colombia una investigación en donde se estableció la captura y cría de *S. immaculata* con el de evaluar la actividad patogénica de aislamiento de *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* y otros hongos sobre diferentes instares del sinfilido con el objeto de determinar el potencial como controlador biológico de estos hongos, como una alternativa de manejo de la plaga, los tratamientos se establecieron tanto a nivel de laboratorio como bajo condiciones de invernadero. A partir de los resultados obtenidos se pudo establecer la capacidad controladora de *M. anisopliae*, los otros hongos no mostraron patogenicidad contra los sinfilidos (Acosta, 2006).

2.4. OBJETIVOS

2.4.1. Objetivo general

Evaluar los hongos entomopatógenos *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* y nematodos entomopatógenos *Heterorhabditis* para el control de sinfilidos (*Scutigera* spp.) en el cultivo de piña.

2.4.2. Objetivos específicos

1. Determinar las dosis de nematodos y de hongos entomopatógenos que tengan mayor efecto en la disminución de las poblaciones de sinfilidos en el cultivo de piña.
2. Determinar que producto microbiológico provoca resultados similares o mejores que el producto químico en la disminución de las poblaciones de sinfilidos en el cultivo de piña.

2.5. HIPOTESIS

De acuerdo a ensayos de laboratorio, se estima que el control microbiológico sobre sinfilidos generado por *Metharizium anisopliae*, supera los controles biológicos de nematodos entomopatogenos y *Beauveria bassiana*.

2.6. METODOLOGÍA

Los tratamientos utilizados fueron nematodos entomopatógenos, *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* y Lorsban™ 48 EC, Se realizaron tres aplicaciones.

Cuadro 4. Tratamientos evaluados para el control de sífilidos, Santo Domingo Suchitepéquez, Guatemala, 2016.

TRATAMIENTOS	HORARIO DE APLICACIÓN	NÚMERO DE APLICACIONES	DÍAS DESPUES DE SIEMBRA (DDS)			METODO DE APLICACIÓN
			30	60	90	
Nematodos entomopatógenos	18:30 AM	TRES (3)	30	60	90	*EN LA BASE DE LA PLANTA DIRECTO AL SUELO, CON BOMBA DE MOCHILA TRADICIONAL ¹
<i>Beauveria bassiana</i>	17:30 AM	TRES (3)	30	60	90	EN LA BASE DE LA PLANTA DIRECTO AL SUELO, CON BOMBA DE MOCHILA TRADICIONAL
<i>Metarhizium anisopliae</i>	17:30 AM	TRES (3)	30	60	90	EN LA BASE DE LA PLANTA DIRECTO AL SUELO, CON BOMBA DE MOCHILA TRADICIONAL
LORSBAN™ 48 EC	18:30 AM	TRES (3)	15	45	70	EN LA BASE DE LA PLANTA DIRECTO AL SUELO, CON BOMBA DE MOCHILA TRADICIONAL

Fuente: Elaboración propia, 2015.

Para determinar las dosis de cada uno de los tratamientos se utilizó como base la recomendación del proveedor, ya que de cada producto se aumentó al doble y se disminuyó

¹ (implemento agrícola que sirve para aplicar insecticidas, fertilizantes)

*No se utilizó boquilla para dichas aplicaciones por recomendación de los proveedores de productos microbiológicos.

al doble de la dosis recomendada haciendo así tres tratamientos por producto microbiológico, sin embargo, para el producto químico se utilizó únicamente la dosis recomendada del proveedor en la empresa. (Cuadro 5.)

Cuadro 5. Dosis de los tratamientos utilizados en la investigación.

Tratamiento	Producto	Dosis
A	<i>Nematodos heterorhabditis</i>	5000JI/m².
D	<i>Nematodos heterorhabditis</i>	10000JI/m².
G	<i>Nematodos heterorhabditis</i>	20000JI/m²
B	<i>Metarhizium anisopliae</i>	2.5 kg / ha
E	<i>Metarhizium anisopliae</i>	5 kg / ha
H	<i>Metarhizium anisopliae</i>	10 kg / ha
C	<i>Beauveria bassiana</i>	0.2 kg/ ha
F	<i>Beauveria bassiana</i>	0.5 kg/ ha
I	<i>Beauveria bassiana</i>	1 kg/ ha
J (testigo relativo)	<i>Clorpirifos al 48%</i>	8 l/ ha
TESTIGO ABSOLUTO	No se aplicó ningún producto	-----

2.6.1. Descripción de los tratamientos

Los nematodos en su empaque (esponja de polipropileno en bolsa plástica) original, se mantuvieron en refrigeración entre 10 °C – 15 °C.

- 1) Los hongos en su empaque (bolsa plástica), se mantuvieron en un ambiente fresco entre 15 °C y 20 °C.
- 2) Tanto los nematodos como los hongos utilizados no se expusieron a radiación directa del sol.

- 3) Las aplicaciones se realizaron en horas de la tarde, para que los rayos del sol no tuvieron mayor incidencia sobre la superficie de aplicación.
- 4) Se evitó que el suelo quedara con exceso de agua. Lo anterior no favorece el desplazamiento del nematodo y dificulta o impide la búsqueda del insecto a controlar como también evita el correcto funcionamiento de los hongos.
- 5) Aunque el nematodo tolera un amplio rango de pH entre 3 y 10, y los hongos entre 3 y 8 se recomienda como óptimo un rango de 7 a 8 y 6 a 7 respectivamente. Aguas duras se requiere su corrección con algún Kit común del mercado.
- 6) La temperatura de aplicación, ya sea para el tanque de mezcla o cualquier otra parte (mangueras, boquillas, filtros, etc.), no superaron los 25 °C ni tiempos de exposición mayores de 15 min.
- 7) Una vez extraídos los nematodos y hongos de su empaque, se aplicaron inmediatamente.
- 8) Primero se procedió a medir el volumen de agua que se iba a utilizar para la preparación de la mezcla madre, lo cual se hace utilizando una probeta y canecas (Recipiente plástico) de 20 L
- 9) Respecto a los nematodos cuando se ha calculado el volumen de la solución madre se sacaron las esponjas del empaque donde vienen y se depositaron en el recipiente con agua y se preparó la pre mezcla. Se exprimieron las esponjas durante diez minutos y se dejaron reposar durante diez minutos más. Por último, se enjuagan las esponjas para asegurarnos que no quedara ningún NEPs. (nematodos entomopatógenos) en las mismas
- 10) Los hongos se sacaron de su empaque y se preparó la mezcla en probeta de 1000 ml. Para luego ser depositados en la bomba de mochila. No se dejó en reposo.

Se describieron los tratamientos por nombre del producto como también nombre del tratamiento, las cantidades de cada uno de ellos utilizados por unidad experimental y sus repeticiones (Cuadro 6).

Cuadro 6. Cantidad de producto utilizado por unidad experimental y repeticiones

PRODUCTO	TRATAMIENTO	REPETICIÓN	ÁREA (m ²)	DÓSIS JI/ha	TOTAL *3 UE	TOTAL, Ui
Nematados	TA	3	0.06	50,000,000	3,000,000	9,000,000
Nematados	TD	3	0.06	100,000,000	6,000,000	18,000,000
Nematados	TG	3	0.06	200,000,000	12,000,000	36,000,000

PRODUCTO	TRATAMIENTO	REPETICIÓN	ÁREA (m ²)	DÓSIS Kg/ha	TOTAL *3 UE	TOTAL, Kg
<i>Metarhizium</i>	TB	3	0.06	2.5	0.15	0.450
<i>Metarhizium</i>	TE	3	0.06	5	0.30	0.900
<i>Metarhizium</i>	TH	3	0.06	10	0.60	1.800

PRODUCTO	TRATAMIENTO	REPETICIÓN	ÁREA (m ²)	DÓSIS Kg/ha	TOTAL *3 UE	TOTAL, Kg
<i>Beauveria</i>	TC	3	0.06	0.20	0.01	0.036
<i>Beauveria</i>	TF	3	0.06	0.50	0.03	0.090
<i>Beauveria</i>	TI	3	0.06	1	0.06	0.180

PRODUCTO	TRATAMIENTO	REPETICIÓN	ÁREA (m ²)	DÓSIS Kg/ha	TOTAL *3 UE	TOTAL, L
Clorpirifos	TJ	3	0.06	8	0.48	1.440

2.6.2. Diseño experimental

El experimento contó con 11 tratamientos, 3 repeticiones (30 unidades experimentales). Para la evaluación se utilizó el diseño bloques al azar (DBA), por considerarse el grado de pendiente donde se estableció el ensayo y la distribución de sinfilidos provocados por la erosión del suelo.

2.6.3. Unidad experimental

Cada unidad experimental tuvo un área de 300 m², con dimensiones de (12 m x 25 m) con una población de 1800 plantas a una densidad de 60,000 plantas por hectárea, con once

surcos a doble hilera. Con una distancia promedio entre cama y cama fue de 1.2 m con surcos dobles a una distancia de 0.4 m y 0.28 m entre planta y planta (Figura 6).

Para determinar el intervalo de muestreo se utilizó la ecuación

$$K = N/n$$

Utilizando un muestreo sistemático aleatorio un conociendo que se tiene un total de 1800 plantas y por cuestiones económicas se analizaron únicamente , las cuales se tuvieron que destruir, teniendo un intervalo (K) de 90 plantas, es decir se cuantificaba hasta la planta 90, 180, 270 y así sucesivamente, sirviendo de muestreo para obtener un muestreo de 20 plantas* .

$K = 1800/20 = 90$ plantas.

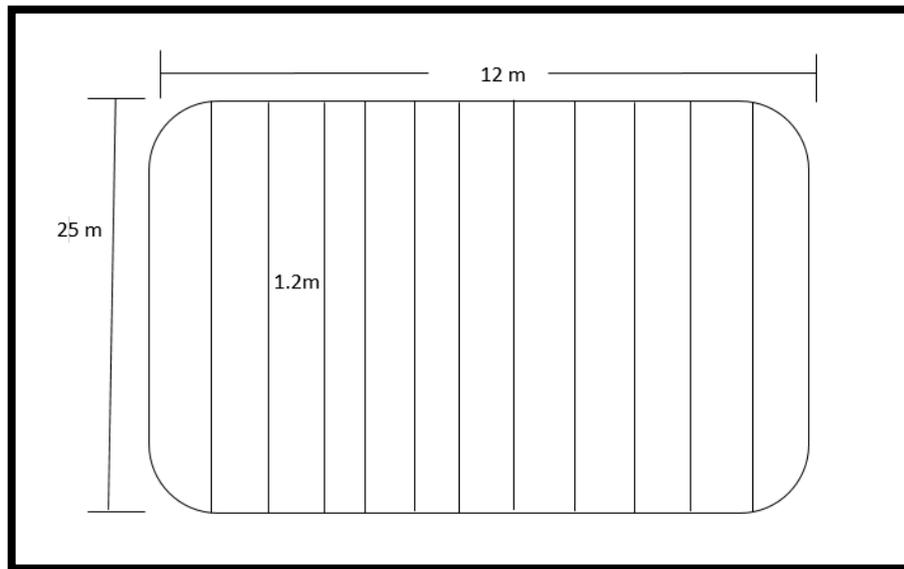


Figura 6. Unidad experimental

* La empresa recomienda 20 plantas para muestreo.

2.6.4. Distribución espacial

Esta distribución forma parte de la representación de los lotes ubicados en finca San Luis - El Manguito, lugar en donde se montó la investigación (Figura 7).

El experimento quedó distribuido de la siguiente manera.

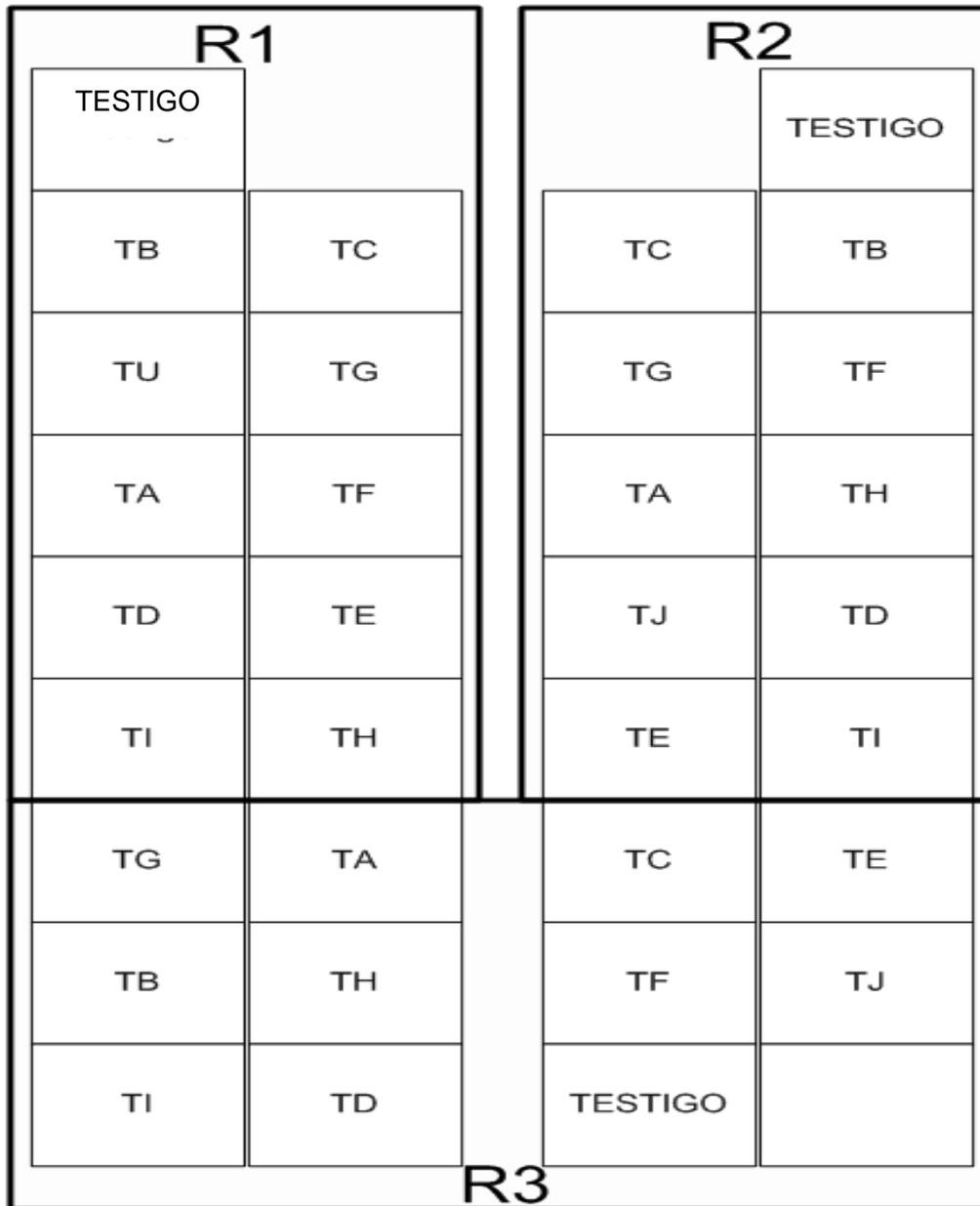


Figura 7. Croquis de campo

2.6.5. Descripción de las variables

Para identificar la presencia de sinfilidos se llevaron a cabo las siguientes actividades:

- Se hizo un pre muestreo a sembrar las plantas de piña con la finalidad de conocer el número de sinfilidos y se verificó que las áreas contaron con sinfilidos.
- Se realizaron muestreos para conocer el número de sinfilidos presentes en cada unidad experimental después de la aplicación de cada uno de los tratamientos microbiológicos y químico.
- Se realizaron muestreos de plantas con presencia de sinfilidos por unidad experimental después de la aplicación de los tratamientos microbiológicos y químico.

2.6.5.1. Conteo de plantas

A partir del día de siembra, la evaluación duro alrededor de cuatro meses (21 de enero de 2016 - hasta el 03 de mayo de 2016). Se tomaron datos cada semana con el objetivo de cuantificar la presencia de sinfilidos.

2.6.5.2. Muestreos de campo

Se realizó un premuestreo antes de la aplicación para contar el número de individuos presentes en cada bloque, muestreando un total de 60 plantas por tratamiento, incluyendo el testigo absoluto y un total de 20 plantas por unidad experimental.

Posteriormente se realizó un muestreo 15 días después de cada aplicación.

- a) Los muestreos para identificar la presencia de sinfilidos, se realizaron en cada una de las unidades experimentales, incluyendo el testigo absoluto.
 - Se extrajeron las plantas.

- Al extraer la planta se colocó una caja forrada con nylon negro en la cual se golpeo la planta para que los sinfilidos cayeran sobre la caja y poder hacer el conteo de los mismos (Figura 7A).
- b) Los muestreos para identificar la presencia del daño ocasionado a las plantas de piña por sinfilido (Figura 8A)
 - Se extrajeron plantas.
 - Al extraer la planta se verificó que la raíz no presentará daños causados por sinfilidos, conocido como escoba de bruja (Figura 9A y 10A).

A. Manejo del experimento en campo

El manejo utilizado en todas las actividades estuvo sujetas al programa que posee la finca para fertilización, herbicidas, insecticidas y preparación del suelo, desde el proceso de siembra hasta la producción de fruto y semilla del cultivo de piña, la diferencia estuvo enmarcada en cada uno de los controles biológicos utilizados para el control de sinfilidos.

2.6.6. Plan de análisis de resultados

Luego de recolectar los datos obtenidos de cada uno de los tratamientos microbiológicos y químico esto en base a los muestreos realizados, se procedió a realizar lo siguiente:

- a) Se realizó una base de datos en Excel en donde se registraron los datos obtenidos de cada uno de los tratamientos.
- b) Se registró por separado las variables: Número de sinfilidos presentes en las plantas de piña y número de plantas con presencia de síntomas ocasionados por sinfilidos.
- c) Se realizó un análisis de varianzas (ANDEVA) con el software Infostat, para determinar si existió diferencias significativas en cuanto a la presencia de sinfilidos y la presencia de daños ocasionados por estos en el cultivo de piña.

- d) Se realizó un análisis de prueba de Tukey para las variables “número de sinfilidos por unidad experimental” y “número de plantas con presencia de sinfilidos” para determinar cuál de los tratamientos aplicados produjo un mejor control.

2.7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Datos obtenidos del pre-muestreo en el área antes de siembra de la piña, esto con la finalidad de contabilizar sinfilidos por repetición y corroborar la presencia de los mismos en el área donde se implementó la investigación, para el pre-muestreo se tomaron 20 muestras por repetición como se observa en el cuadro 7.

Cuadro 7. Número de sinfilidos presentes en el área de investigación antes de la siembra.

NÚMERO DE SINFILIDOS POR REPETICION			
	R1	R2	R3
	2	2	3
	2	0	0
	4	2	1
	2	0	0
	0	1	0
	0	2	0
	3	0	4
	1	1	0
	2	2	1
	1	2	0
	4	0	2
	0	7	0
	2	8	1
	2	1	0
	1	0	1
	4	0	0
	0	10	2
	2	2	0
	0	7	1
	2	0	0
TOTAL	34	47	16
MEDIA	1.7	2.35	0.8

Los datos obtenidos en el pre muestreo, demuestra que la presencia de sinfilidos superaba el umbral de 0.5 sinfilidos por planta, por lo que se procedió a realizar la investigación en dicha área.

Se obtuvieron datos por repetición, promedios de cada uno de los tratamientos y muestreos mensuales para realizar un análisis de varianza (ANDEVA) y post ANDEVA.

En el cuadro 8 se muestran los promedios obtenidos por tratamiento del primer muestreo realizado el 04/02/2016. 15 días después de la aplicación de los productos.

Cuadro 8. Promedio de los tratamientos del primer muestreo realizado.

Tratamientos y fechas de lectura	R1	R2	R3	Promedio
04/02/2016 (30 días después de siembra)				
TA (<i>Nematodos heterorhabditis</i>)	0	0.9	0	0.3
TB(<i>Metarhizium anisopliae</i>)	0.05	0.15	0.8	0.33
TC(<i>Beauveria bassiana</i>)	0.35	0.2	0.35	0.3
TD (<i>Nematodos heterorhabditis</i>)	0	0.1	0.5	0.2
TE(<i>Metarhizium anisopliae</i>)	0.05	0.15	0.15	0.12
TESTIGO ABSOLUTO	5.1	3.1	3.1	3.77
TF(<i>Beauveria bassiana</i>)	0.15	0	0.2	0.12
TG (<i>Nematodos heterorhabditis</i>)	0.2	0.15	0.05	0.13
TH(<i>Metarhizium anisopliae</i>)	0.1	0	0.05	0.05
TI (<i>Beauveria bassiana</i>)	0.5	0.1	0	0.2
TJ (Clorpirifos al 48%)	0.1	0.7	0.15	0.32

Según los datos obtenidos en promedio del primer muestreo solo el testigo absoluto superará el umbral (0.5 sinfilidos por planta) y todos los demás tratamientos se mantuvieron por debajo del umbral.

En el cuadro 9 se observan los promedios obtenidos en el segundo muestreo realizado el 10/03/2016, 15 días después de la segunda aplicación de los productos.

Cuadro 9. Promedio de los tratamientos del segundo muestreo realizado.

Tratamientos y fechas de lectura	R1	R2	R3	Promedio
10/03/2016 (60 días después de siembra)				
TA (<i>Nematodos heterorhabditis</i>)	3	2.6	1.15	2.25
TB(<i>Metarhizium anisopliae</i>)	0.05	2	3.45	1.83
TC(<i>Beauveria bassiana</i>)	1.5	3.9	1.2	2.2
TD (<i>Nematodos heterorhabditis</i>)	2.05	1.3	3.05	2.13
TE(<i>Metarhizium anisopliae</i>)	0.9	2.65	1.35	1.63
TESTIGO ABSOLUTO	4.75	5.05	9.65	6.48
TF(<i>Beauveria bassiana</i>)	4.4	3.95	2.4	3.58
TG (<i>Nematodos heterorhabditis</i>)	1.25	2.05	4.55	2.62
TH(<i>Metarhizium anisopliae</i>)	2.4	1.6	0.75	1.58
TI (<i>Beauveria bassiana</i>)	1.9	2.55	0.95	1.8
TJ (Clorpirifos al 48%)	2.55	2.95	2.2	2.57

En el segundo muestreo todos los tratamientos superan el umbral (0.5 sinfilidos por planta), donde el testigo absoluto presento un promedio de 6.48 sinfilidos por planta.

En el cuadro 10 se observan los promedios obtenidos en el tercer y último muestreo realizado el 03/05/2016, 15 días después de la aplicación de los productos.

Cuadro 10. Promedio de los tratamientos del tercero muestreo realizado.

Tratamientos y fechas de lectura	R1	R2	R3	Promedio
03/05/2016 (90 días después de siembra)				
TA (<i>Nematodos heterorhabditis</i>)	11.75	8.4	1.8	7.32
TB(<i>Metarhizium anisopliae</i>)	1.4	7.9	8.1	5.8
TC(<i>Beauveria bassiana</i>)	3.1	4.05	7	4.72
TD (<i>Nematodos heterorhabditis</i>)	2	8.5	2.05	4.18
TE(<i>Metarhizium anisopliae</i>)	2	3.6	2.35	2.65
TESTIGO ABSOLUTO	2.2	8.7	6	5.63
TF(<i>Beauveria bassiana</i>)	1.5	2.3	2	1.95
TG (<i>Nematodos heterorhabditis</i>)	6.4	5.8	5.65	5.95
TH(<i>Metarhizium anisopliae</i>)	1.05	2.43	2.05	1.99
TI (<i>Beauveria bassiana</i>)	1.65	1.25	1.5	1.47
TJ (Clorpirifos al 48%)	1.75	1.55	1.45	1.58

En el tercer muestreo los resultados indican que todos los tratamientos superan el umbral al igual que el segundo muestreo, esto indica que los nematodos y demás productos utilizados no tiene más de 30 días control.

Posteriormente se realizó una prueba de Shapiro Wilks, con la finalidad de conocer la normalidad del experimento (Cuadro 11).

Cuadro 11. Prueba de normalidad Shapiro Wilks

<u>FEBRERO</u>					
Variable	n	Media	D.E.	W	p(Unilateral D)
RDUO_s/planta	33	0.00	0.32	0.91	0.0323
<u>MARZO</u>					
Variable	n	Media	D.E.	W	p(Unilateral D)
RDUO_s/planta	33	0.00	1.12	0.95	0.4720
<u>MAYO</u>					
Variable	n	Media	D.E.	W	p(Unilateral D)
RDUO_s/planta	33	0.00	2.09	0.94	0.2379

Esta prueba se realizó con la finalidad de conocer si existía normalidad en cada uno de los muestreos realizados post aplicación, dando como resultado que únicamente en el mes de febrero, momento en el que se realizó el primer muestreo, no presentó normalidad ya que “**valor de p**” no superó el 0.05 que indica que existe normalidad por lo que se recurrió al análisis de los datos únicamente para el primer muestreo realizado en febrero la prueba de Friedman, y para los otros muestreos se realizó prueba de Tukey.

Cada una de las tres aplicaciones de cada momento se analizaron individualmente, realizando un análisis de varianza y prueba de medias, demostrando que no había diferencia significativa entre los tratamientos, sin embargo en los primeros días después de siembra no se observó un crecimiento de la población de los artrópodos ya que no se superó

el umbral manejado en finca, esto se demostró luego de realizar el primer muestreo después de la primera aplicación a los 30 días después de siembra.

En el cuadro 12 se observa el análisis de varianza para el primer muestreo.

Cuadro 12. Análisis de varianza para el número de sinfilidos encontrados por tratamiento, en el mes de febrero de 2016.

TA	TB	TC	TD	TE	TF	TG	TH	TI	TJ
4.36	6.5	8.33	4.67	5	5.17	5.83	3.5	5	6.67

En cuadro 12 se puede observar el análisis de varianza del mes de febrero para el número de sinfilidos encontrados por tratamiento, fecha en la cual fue realizado el primer muestreo 15 días después de aplicación. Posterior a esto se realizó la prueba de medias, cuadro 13.

Cuadro 13. Prueba de medias utilizando el método de Friedman (medias) del mes de febrero de 2016.

TRATAMIENTO	SUMA	MEDIA	Grupo
TH (<i>Metarhizium anisopliae</i>)	10.5	3.50	A
TA (Nematodos <i>heterorhabditis</i>)	13	4.36	A
TD (Nematodos <i>heterorhabditis</i>)	14	4.67	A
TI (<i>Beauveria bassiana</i>)	15	5.00	A
TE (<i>Metarhizium anisopliae</i>)	15	5.00	A
TF (<i>Beauveria bassiana</i>)	15.5	5.17	A
TG (Nematodos <i>heterorhabditis</i>)	17.5	5.83	A
TB (<i>Metarhizium anisopliae</i>)	19.5	6.50	A
TJ (Clorpirifos al 48% (foliar))	20	6.67	A
TC (<i>Beauveria bassiana</i>)	25	8.33	A

En el cuadro 13, corresponde al mes de febrero en el cual se utilizó un análisis de varianza no paramétrica que fue la prueba de “Friedman”, y donde se tuvo que separar el testigo absoluto para ser analizados, esa fue la razón por la cual se realizó la prueba de medias ya que al analizarlos juntos los resultados se distorsionaban porque el modelo lo tomaba como un dato atípico, dando como resultado que no existen diferencia estadísticamente significativa entre tratamientos.

En cuadro 14, se observa el análisis de varianza que corresponde al mes de marzo, este muestreo fue realizado a los quince días después de la segunda aplicación de los tratamientos

Cuadro 14. Análisis de varianza ANDEVA mes de marzo de 2016.

F.V.	SC	GI	CM	F	Valor de P
Modelo.	61.34	12	5.11	2.6	< 0.0313
Tratamiento	59.23	10	5.92	3.01	< 0.0182
Bloque	2.11	2	1.06	0.54	0.6742
Error	39.33	20	1.97		
Total	100.68	32			

53.78%

FV: Fuente de variación
 SC: Suma de cuadrados
 GL: Grados de libertad
 CM: Cuadrado medio
 F: Valor de F

En el cuadro 14, se observar el resumen del análisis de varianza para el mes de marzo, que existe diferencia estadística significativa entre los tratamientos (valor de p menor a 0.05). debido a que los tratamientos presentaron mayor presencia de sinfilidos teniendo un valor de p de 0.0182 , asi mismo teniendo un coeficiente de variación del 53.78 %

Cuadro 15. Prueba de medias para a los 60 días después de la aplicación (marzo 2016)

Tratamiento	Medias	Grupo tukey	
TH (<i>Metarhizium anisopliae</i>)	1.58	A	
TE (<i>Metarhizium anisopliae</i>)	1.63	A	
TI (<i>Beauveria bassiana</i>)	1.8	A	
TB (<i>Metarhizium anisopliae</i>)	1.83	A	
TD (<i>Nematodos heterorhabditis</i>)	2.13	A	
TC (<i>Beauveria bassiana</i>)	2.2	A	
TA (<i>Nematodos heterorhabditis</i>)	2.25	A	
TJ (Clorpirifos al 48% (foliar))	2.57	A	B
TG (<i>Nematodos heterorhabditis</i>)	2.62	A	B
TF (<i>Beauveria bassiana</i>)	3.58	A	B
TESTIGO ABSOLUTO	6.48	B	

En el cuadro 15, se presenta el resumen de Tukey donde los tratamientos TJ con una media de 2.57 %, TG con una media de 2.62 %, TF con una media de 3.58 % y TESTIGO con una media de 6.49 % pertenecen al mismo grupo estadístico debido que la presencia de sinfilidos aumento en dichos tratamientos; por lo que se considera que los otros tratamientos pertenecientes al grupo “A”, estadísticamente tienen un mejor control en la disminución de los sinfilidos.

En el cuadro 16, se observa el análisis de varianza del mes de mayo de 2016 donde el coeficiente de variación es de 63.1 %

Cuadro 16. Resumen del análisis ANDEVA del mes de mayo 2016.

F.V.	SC	GI	CM	F	Valor de P
Modelo.	61.34	12	5.11	2.6	< 0.1755
Tratamiento	59.23	10	5.92	3.01	< 0.1084
Bloque	2.11	2	1.06	0.54	0.9479
Error	39.33	20	1.97		
Total	100.68	32			

C.V. 63.1 %

FV: Fuente de variación
 SC: Suma de cuadrados
 GL: Grados de libertad
 CM: Cuadrado medio
 F: Valor de F

En el cuadro 16, se observa que el resumen del análisis ANDEVA del mes de mayo donde no hay existe diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos, (valor de p menor a 0.05). debido a que los tratamientos presentaron mayor presencia de sinfilido teniendo un valor de p de 0.1084 , así mismo teniendo un coeficiente de variación del 63.1 %

2.7.1. Plantas con presencia de sinfilidos

En cada uno de los muestreos se consideró tomar en cuenta las plantas con presencia de sinfilidos, dando como resultado un total de mil ciento cuarenta (1140) plantas con presencia de sinfilidos, y ochocientos cincuenta y ocho (858) plantas sin la presencia del artrópodo; esto debido a que existían áreas con más humedad que en otras dentro de las unidades experimentales, ésto permitió determinar el comportamiento de estos artrópodos en las partes secas y con exceso de humedad en el suelo donde no se encontró presencia de sinfilidos.

Basado en la experiencia de los técnicos en la finca, este fenómeno se da debido a las condiciones que presenta la planta en sus primeros días después de siembra, aún no ha

desarrollado demasiadas raíces y el principal objetivo del sinfilido es atacar las raíces secundarias y terciarias (León, 2016).

En los siguientes muestreos realizados, fue incrementando el número de sinfilidos por unidad experimental, como el de plantas con presencia de estos artrópodos, ya que incrementan las raíces secundarias y terciarias lo que favorece la presencia de sinfilidos por ser esta su fuente de alimentación (Leon, 2016).

2.8. CONCLUSIONES

1. Ninguna de las dosis a base de hongos entomopatógenos (*Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae*) y nematodos entomopatógenos *Heterorhabditis* produjo un efecto en la disminución de las poblaciones de sílfidos en el cultivo de piña, no hubo diferencia estadísticamente significativa entre tratamientos.
2. Se determinó que ninguno de los productos microbiológicos presentó diferencias significativas en comparación con el producto químico en la disminución de sílfidos en el cultivo de piña.

2.9. BIBLIOGRAFÍA

1. Acosta Vanegas, JA. 2006. Evaluación de hongos entomopatógenos como controladores biológicos de *Scutigerella immaculata*. Tesis Microbiol. Agr. y Vet. Bogotá, Colombia, Pontificia Universidad Javeriana, Facultad de Ciencias. 79 p.
2. Alves, S. 1986. Control microbiano de insectos. Sao Paulo, Brasil, Editora Manole. p. 210-221.
3. Authentic Maya. 2011. Suchitepéquez (en línea). Guatemala. Consultado 20 feb. 2016. Disponible en www.mayasautenticos.com/images/SUCHITEPÉQUEZ.jpg
4. BANGUAT (Banco de Guatemala, Guatemala). 2014. Comercio general: años 2002 – 2014. Guatemala. Consultado 30 ago. 2015. Disponible en <http://www.banguat.gob.gt/estaeco/ceie/hist/ÍNDICErn.asp:ktipo=CG>
5. Barnett, HL; Hunter, B.1988. Illustrate genera of Imperfect fungi. 4 ed. St. Paul, Minnesota, US, The American Phytopathological Society. 217 p.
6. Bartholomew, D *et al.* 2003. The pineapple botany, production and uses. New York, US, CABI Publishing. 301 p.
7. Bedding, RA; Molyneux, AS. 1982. Penetration of insect cuticle by infective juveniles of *Heterorhabditis* spp. (Heterorhabditidae: Nematoda). *Nematologica* 26:354-359.
8. Boemare, NE. 1996. A synopsis on symbiosis and pathogenicity of nematode-bacterium complexes. *In* Symbiosis and pathogenicity of nematode-bacterium complex entomopathogenic nematodes. Eds. Boemare, N; Elhers RU; Fodor, A and Szentirmai, A. Luxembourg, Office for Official Publications of the European Communities. p. 20- 24.
9. Cappa Aquino, MI. 2014. Control de *Phytophthora* sp. en piña (*Ananas comosus* L. Merr.) híbrido MD2, diagnóstico y servicios realizados en finca San Luis – El Manguito, ubicada en Santo Domingo Suchitepéquez, Guatemala, C. A. Tesis Ing. Agr. Guatemala, USAC, Facultad de Agronomía. 137 p.
10. Castañeda de Pretelt, P. 2003. Manual técnico: seminario sobre producción y manejo post cosecha de la piña para la exportación. San Salvador, El Salvador, Proyecto VIFINEX. 69 p.
11. Cerrato, I. 2013. Parámetros de comercialización de la piña MD2 en los principales mercados hondureños. Tegucigalpa, Honduras, Secretaría de Agricultura y Ganadería, Programa Nacional de Desarrollo Agroalimentario. 8 p.

12. Chavarría González, A. 2013. Plagas del cultivo de piña. Costa Rica, Instituto Tecnológico de Costa Rica. 65 diapositivas.
13. Contreras, L. 2015. Proceso productivo del cultivo de la piña (*Ananas comosus* L. Merr.) híbrido MD2 para exportación (entrevista). Santo Domingo, Suchitepéquez, Guatemala, Finca San Luis - El Manguito, Operaciones del Campo.
14. De León Beltetón, MR. 2015. Gerente de proyecto proceso productivo del cultivo de la piña (*Ananas comosus* L. Merr.) híbrido MD2 para exportación (entrevista). Santo Domingo Suchitepéquez, Guatemala, Finca San Luis - El Manguito, Operaciones del Campo.
15. Dow Duwest. 2014. Etiqueta clorpirifos 48 EC (en línea). Consultado 20 feb. 2016. Disponible en [www.http://duwest.com/user_files/uploads/images/Lorsban_48_EC.pdf](http://duwest.com/user_files/uploads/images/Lorsban_48_EC.pdf)
16. Elhers, RU. 1996. Symbiotic relation with in the nematode- bacteria complex. *In* Symbiosis and pathogenicity of nematode-bacterium complex entomopathogenic nematodes. Eds. Boemare, N; Elhers RU; Fodor, A and Szentirmai, A. Luxembourg, Office for Official Publications of the European Communities. p. 45-51.
17. FUSADES, El Salvador. 1990. Producción comercial de piña, San Salvador, El Salvador. 58 p. (Guía Técnica no. 7).
18. Guido, M. 1983. La piña. Managua, Nicaragua, Ministerio de Desarrollo Agropecuario y Reforma Agraria / IICA, Fondo Simón Bolívar. v. 443, 19 p.
19. INRA (Institut National de la Recherche Agronomique, Guyana Francesa). 1996. Los nematodos en el control biológico. Guyana Francesa. 23 p.
20. Jiménez Díaz, JA. 1999. Manual práctico para el cultivo de piña de exportación. Costa Rica, Editorial Tecnológica de Costa Rica. 224 p.
21. Kaya, H. 1993. Contemporary issues in biological control with entomopathogenic nematodes. Taipei, Republic of China on Taiwan, Food and Fertilizer Technology Center, Extension Bulletin no. 375, 13 p.
22. Kaya, H; Gaugler, R. 1993. Entomopathogenic nematodes. *Ann. Rev. Entom.* 38:181-206.
23. Py, C; Tisseau, MA. 1969. La piña tropical. Barcelona, España, Blume. 278 p.
24. Sáenz, A. 2011. *Heterorhabditis* spp. como una alternativa para el control de plagas. Bogotá, Colombia, UNESIS. p. 97–104.

25. Suchitepéquez (en línea). 2015. Wikipedia. Consultado 20 feb. 2016. [es.wikipedia.org/wiki/Suchitep%C3%A9quez#/media/File:SUCHITEPÉQUEZ in Guatemala.svg](https://es.wikipedia.org/wiki/Suchitep%C3%A9quez#/media/File:SUCHITEPÉQUEZ_in_Guatemala.svg)
26. Vargas Carrillo, E. 2011. Guía para la identificación y manejo integrado de plagas en piña. Costa Rica, REPCAR / PROAGRIN. 30 p.
27. Zuñiga, B; Bran, R; Ortiz, A; Ayala, M; Méndez, M; Cardona, H; Velázquez, F. 2007. Guía metodológica de proyectos de inversión a nivel factibilidad. Guatemala, USAC, Facultad de Agronomía, Centro de Información Agro Socioeconómica, CIAGROS. Boletín Informativo CIAGROS 2007. 22 p.

2.10. ANEXOS



Figura 8A. Fotografía, *Scutigera Immaculata*.



Figura 9A. Fotografía, Plantas con sintomatología a causa de sinfilidos.



Figura 10A. Daño de sinfilido (Escoba de bruja)



Figura 11A. Muestreado sacudiendo una planta de piña sobre la caja de cartón y nylon.



Figura 12A. Fotografía de muestreo: a) Muestreador revisando el suelo en busca de sinfilidos, b) Sinfilidos que cayeron sobre la caja de cartón forrada con nylon negro.



CAPÍTULO III

SERVICIOS PRESTADOS EN FINCA OPERACIONES DEL CAMPO, ALDEA TAHUEXCO, EN EL PARCELAMIENTO SAN MAURICIO DE SANTO DOMINGO SUCHITEPÉQUEZ, COTZUMALGUAMA, ESCUINTLA, GUATEMALA. C.A.

3.2. PRESTACIÓN

El presente documento se realizó durante la fase del ejercicio profesional supervisado -EPS- en el período de agosto del 2015 a mayo 2016 realizando los servicios profesionales en la finca Operaciones del Campo S.A. Aldea tahuexco, en el parcelamiento San Mauricio de Santo Domingo Suchitepéquez, Durante esta etapa se realizaron dos servicios enfocados en las necesidades del Departamento de Manejo Integrado de Plagas.

El primer servicio consistió en una sistematización del manejo integrado de gallina ciega en finca San Luis - El Manguito. Siendo la gallina ciega una de las más importantes plagas para la finca, se realizó un manual donde se explica su comportamiento, ciclo y diferentes formas de control de esta.

El segundo servicio consistió en la elaboración de un manual de las principales plagas de piña (*Ananas comosus* L) bajo condiciones de finca San Luis – El Manguito, “Operaciones del campo”. El manual se elaboró en la finalidad de capacitar al personal de campo siendo una herramienta rápida de aprendizaje para el personal.

3.3. ÁREA DE INFLUENCIA

La finca San Luis - El Manguito propiedad de la empresa “Operaciones del campo S.A” se encuentra situada en jurisdicción de la aldea Tahuexco, Municipio de Santo Domingo, Suchitepéquez, la finca cuenta con 450 ha, donde se realizaron los siguientes servicios.

3.4. OBJETIVO GENERAL

Apoyar a la administración de la finca San Luis – El Manguito en el manejo integrado de plagas que afectan el cultivo de la piña. En la elaboración de un catálogo de las principales plagas.

3.5. SERVICIOS PRESTADOS

3.6.1. Sistematización del manejo integrado de gallina ciega en finca San Luis El Manguito.

3.6.1.1. Definición del problema

En la finca San Luis - El Manguito, no existe una sistematización de la metodología de muestreo y control de los estadios larva y adulto de *Phyllophaga* spp. presentes en el cultivo de piña (*Ananas comosus* L.), por lo que el presente estudio servirá como una herramienta que permita conocer el manejo que en la finca se lleva a cabo para mantener las poblaciones de gallina ciega bajo los umbrales establecidos.

3.6.1.2. Objetivos específicos

- Implementar estrategias de control para el adulto de *Phyllophaga* spp. con la finalidad de prevenir daños por larvas.

- Registrar la metodología utilizada en el control de gallina ciega (*Phyllophaga* spp) en el cultivo de piña (*Ananas comosus* L.).

3.6.1.3. METODOLOGÍA

A. Implementación de estrategias para el control del adulto de *Phyllophaga* spp.

Para implementar las diferentes estrategias para el control del adulto de *Phyllophaga* spp. en el cultivo de de piña (*Ananas comosus* L.), se realizan los siguientes procedimientos.

a. Observación

Como primer paso se procede a observar el área con más probabilidades de poder ser atacado por el insecto plaga (adulto del complejo de gallina ciega *Phyllophaga* spp.), para lo cual se debe basar en los antecedentes de las áreas donde han existido daños de larva de gallina ciega.

En la finca también se han utilizado métodos para el control de este insecto plaga, las mas comunes han sido las trampas tipo embudo, siendo eficientes en la captura de estos. En la actualidad se han implementado nuevas estrategias de captura ya que las de tipo embudo presentaban la desventaja de atraer insectos plaga de otros sitios, debido a que no existe ninguna orientación de la luz.

Para la colocación de las trampas se debe buscar los puntos altos de la finca para atraer la mayor cantidad de insectos plagas posibles, siempre utilizando pantallas que eviten atraer el insecto plaga de terrenos vecinos.

b. Implementación de trampas

Luego de buscar los puntos altos se procede a la colocación de las trampas.

Las trampas que se implementan son de dos materiales, las fijas para lo cual se utilizan estacas elaboradas con madera y otras elaboradas con tubo PVC, en ambas se utiliza una pantalla de nylon, evitando atraer insectos de otras áreas ajenas.

Por cada trampa se utilizaron luces con tecnología led recargables, esto por ser prácticas en su movilización e iluminación en campo.

En algunos casos a las trampas se les coloca un recipiente recolector plástico para la captura de los insectos plaga para lo cual se corta longitudinalmente un tonel plástico de 200 litros y se coloca debajo de la trampa, se llena con agua y jabón. En otros casos se hace una trinchera (escarbar y generar un agujero bajo la trampa) la cual forra con nylon y se llena con agua luego se agrega jabón.

c. Horas de actividad del adulto de *Phyllophaga* spp

Con la finalidad de determinar las horas de actividad del adulto.

Se colocan las luces a las 18:00 horas, se revisan y cuantifican cada media hora con la finalidad de determinar las horas de mayor actividad del insecto plaga, determinándose de esta manera el comportamiento del insecto plaga durante la noche.

d. Control del adulto de *Phyllophaga* spp

Se inicia de la misma forma que con el complejo de gallina ciega, con un control cultural, el cual consiste en localizar las zonas con cultivos que son preferidos por el insecto plaga.

El control cultural en estos sitios consiste en sembrar especies repelentes como es el neem (*Azadirachta indica*), el cual se siembra en cercos y lugares aledaños al cultivo de piña.

e. Eficiencia de las trampas en el control del insecto plaga

La eficiencia se determina por el número de insectos capturados en las distintas trampas.

B. Describir la metodología en el control de gallina ciega (*Phyllophaga* spp)

Para el control de gallina ciega (*Phyllophaga* spp) en el cultivo de piña (*Ananas comosus* L. Merr.), en la finca San Luis - El Manguito, se realizaron los siguientes procedimientos:

a. Observación

Como primer paso se realizó una observación de todos los procesos que se ejecutan en un muestreo para el registro paso a paso realizado en el campo, eso implica ver sintomatología del daño provocado por el insecto plaga, así la selección de pantes (Área de siembra compuesta por bloques) que están sujetos a un programa de muestreo cada quince días, luego de seleccionado el pante se seleccionan las plantas a muestrear.

Preparar el equipo que se utiliza para realizar un muestreo como lo son pala, caja de cartón, nylon color negro y chuzo.

b. Realización de los muestreos

Los muestreos se realizan con la finalidad de comprobar la eficiencia de los muestreos en campo, estos consisten seleccionando el pante, para luego empezar por el primer bloque que lo conforma.

En la finca se utiliza un muestreo de 50 plantas por hectárea (no es una muestra significativa), la razón es porque se destruyen las plantas que se muestrean y el costo sería muy alto si se llegará a realizar una muestra significativa, ya que cada planta extraída para muestreo significa que no se obtendría el producto final que es la fruta.

El muestreo se inicia colocándose frente al rotulo de identificación del bloque el cual deberá contener la información siguiente: fecha de siembra, pante, bloque, tipo de semilla (se determina por el peso de la semilla) y área sembrada por bloque, con esta información se calcula el número de plantas a extraer para su análisis, las cuales se obtienen de la ecuación del resultado de multiplicar 50 plantas por el área de siembra.

$n = \text{Área sembrada} \times 50 = \text{Número de plantas a muestrear}$

El encargado de realizar el muestreo luego de realizado el cálculo de cuantas plantas se muestrearán se coloca al lado derecho del rotulo para iniciar el muestreo, las plantas se escogen al azar tratando de cubrir todo el bloque omitiendo las orillas y partes finales e iniciales de cada cama (surco conformado por dos hileras de plantas de piña). Cada planta extraída se sacude sobre una caja de cartón forrada con nylon negro y se escarba el área donde estaba sembrada la planta esto se realiza en busca de larvas de gallina ciega.

c. Control de larvas

Se inicia con un control biológico que consiste en la mecanización del suelo, esto deja en la superficie a las larvas siendo presa fácil de sus depredadores naturales, también se aplican productos microbiológicos en suelo desnudo (suelo aun sin ser sembrado).

Luego de verificar presencia del complejo de gallina ciega en los pantes basándose por un umbral establecido de 0.5 ejemplares por planta, lo que prosigue son aplicaciones de productos ya sea microbiológico o químico.

d. Control de insectos plaga

En la finca se utiliza únicamente productos químicos para el control de gallina ciega.

Cuando el muestreo indica que el umbral es superado, se realiza una aplicación del producto químico, aunque esta esté fuera de calendarización.

e. Eficiencia de control de larvas

La eficiencia se mide colocando recipientes plásticos vacíos con una planta incrustada para luego colocarla dentro del cultivo y así simular ser una planta más dentro del bloque.

Posterior a las aplicaciones de químicos se revisa el recipiente y se verifica el contenido para saber la cantidad de producto, simulando la cantidad de solución que logro llegar al suelo.

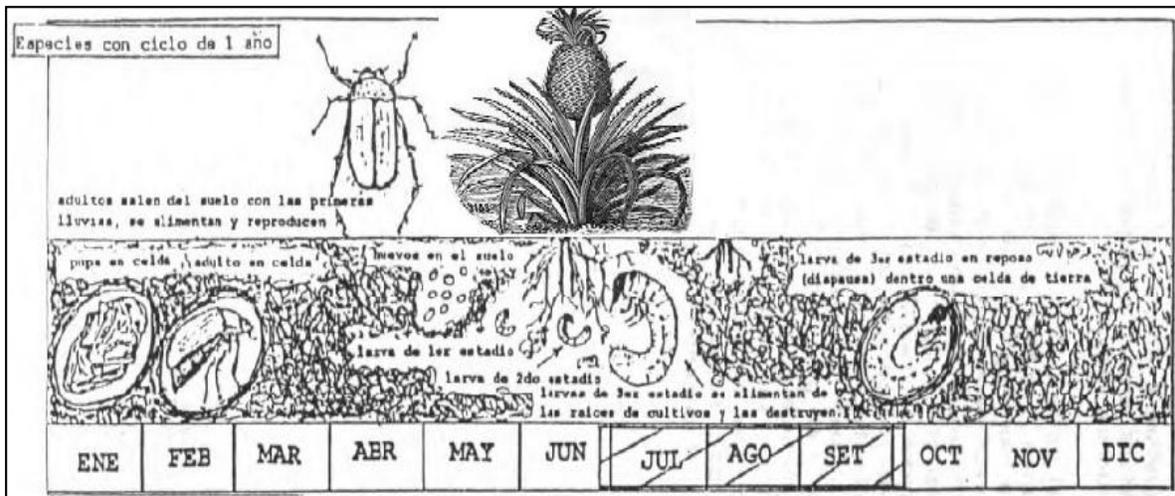
Quince días luego de la aplicación se muestrea con normalidad para verificar presencia de gallina ciega ya que esta tuvo que bajar la población debido al producto aplicado.

f. Fotografías

En cada uno de los muestreos y en los diferentes métodos de control apoyados con una cámara profesional se toman fotografías para poder registrar los pasos que se realizan en el proceso, esto con la finalidad de hacer más fácil una explicación del procedimiento en campo.

3.7. RESULTADOS

Se elaboró una sistematización de manejo integrado de gallina ciega el cual, servirá para el que el personal del área de MIP de la finca el San Luis – El Maguito, pueda conocer mejor esta plaga.



Fuente: Biología y control de *Phyllophaga* spp. adaptada por William García.

Figura 13. Ciclo biológico de *Phyllophaga* spp. y meses en los que más daño causa.

En la figura 13, se explican los estadios y etapas por las que pasan las especies de *Phyllophaga* en ciclos anuales, en el caso de *Phyllophaga* spp. tiene una metamorfosis completa pasando por huevo, larva, pupa y adulto, la larva se pasa por instares o estadios.

Durante los meses de enero el insecto se encuentra en su fase de pupa y en los meses de febrero y marzo pasa a una etapa donde el adulto se mantiene recubierto por una capsula de suelo en espera de las primeras lluvias, en los meses de abril y mayo con las primeras lluvias, estos salen a la superficie donde se alimentan y copulan para luego ovipositar nuevamente en suelo y cerrar su ciclo.

El paso de huevo a larva se da en los meses de julio, agosto y septiembre, que son los meses donde provocan más daño, en el estadio L3 ya que es en este que se alimenta del sistema radicular de las plantas.

a. Adulto

Se presenta en los meses de marzo, abril, y mayo dependiendo de la época de lluvia en la figura 14, se observan adultos capturados en diferentes posiciones.



Figura 14. Adulto de *Phyllophaga* spp

b. Verificación de presencia

La verificación de la presencia del adulto se da cuando un plaguero (persona con la responsabilidad de monitorear la plaga) comprueba la presencia del adulto, estos son atraídos por luz o por comida, el plaguero verifica las zonas con posibles presencias.

c. Manejo

• Horas de operación de maquinaria

Evitar el uso de tractores, automóviles y motos con luces encendidas, en horarios de 18:00 a 20:30 y 4:00 a 5:15, durante los meses de marzo, abril mayo, esto debido a que los adultos son atraídos por luces y al estar operando en terrenos con presencia de adultos estos son atraídos a las plantaciones de interés, lo cual se debe de evitar en la figura 15.



Figura 15. Aplicaciones nocturnas

d. Trampas

Existen distintos tipos de trampas utilizadas en campo.

• Trampas móviles de PVC

Trampa de luz elaborada con tubos de PVC. Para la atracción del insecto insectoinsecto plaga en la figura 16.



Figura 16. Trampa de pvc.

e. Trampa fija de madera

Trampa de luz elaborada con estacas de madera, sembradas directamente en el suelo para mayor resistencia. Ayudan a monitorear la procedencia y las poblaciones del insecto plaga en la figura 17.



Figura 17.Trampa de madera

f. Trampas metálicas móvil tipo embudo

Son trampas de embudo metálico, se utilizan con una bolsa plástica como recipiente para retener los insectos atrapados. Este tipo de trampa se utiliza después de verificada la presencia y tienen la finalidad de atrapar los insectos con el fin de monitorear las poblaciones en la figura 18.

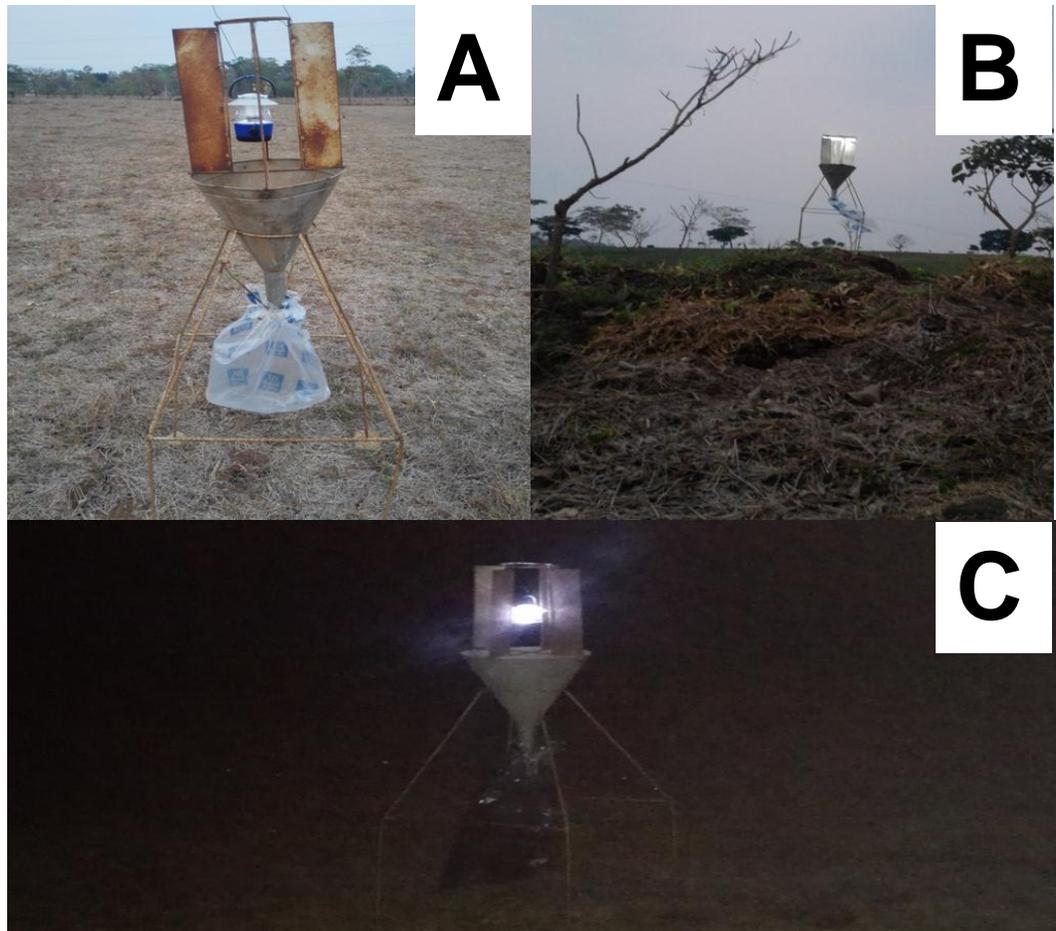


Figura 18. Trampas de Embudo. A) Trampa en potrero aledaño al cultivo de piña. B) Trampa encendida en el cultivo de piña. C) Trampa con luz led.

g. Ubicación de las trampas

Estas se deben de colocar en los puntos más altos de la finca y de preferencia en áreas con presencia de plantas atrayentes, esto con la finalidad de identificar procedencia del insecto. La procedencia del insecto se verifica con el uso de pantallas de nylon, para evitar que insectos de otra procedencia sean atraídos por la luz.

La frecuencia con que se utilicen las trampas varía según el mes, ó sea que en los meses donde hay poca presencia, las trampas pueden ser colocadas cada diez (10) días, pero en los meses donde se eleva la población de adultos las trampas se colocan diariamente.

h. Podas de plantas atrayentes

Se realiza una poda de las plantas que sirven de cercos entre pantes y linderos en los cuales se tiene establecido plantas que eventualmente sirven de alimento al insecto adulto, actuando como atrayentes, con la finalidad de mantener estas planta con el mínimo de follaje, estas se podan plantaciones para evitar que el insecto plaga disponga de alimento en la figura 19. Entre estas especies podemos encontrar Madre cacao (*Gliricidia sepium*), Piñón (*Jatropha curcas*), Caulote (*Guazuma sp.*)



Figura 19. Personal realizando poda en cercos aledaños al cultivo de piña.



Figura 20. Cercos podados para evitar follaje que sirva de alimento a insectos plaga.

i. Siembra de plantas repelente

La siembra de plantas repelentes se realiza para sustituir al máximo el alimento del adulto de *Phyllophaga spp.* en cercos, y áreas con mayor presencia, las plantas a establecer sería Neem (*azadirachta indica*) como se observa en la figura 21.

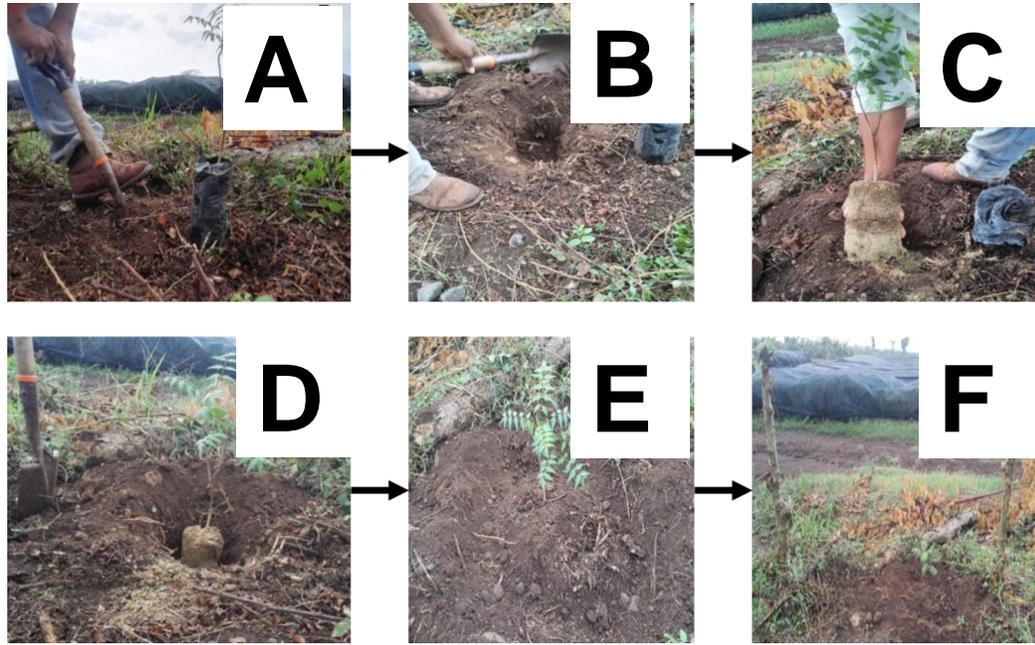


Figura 21. Pasos para siembra de neem (*azadirachta indica*) en cercos aldaños al cultivo como método repelente. A) Ubicación del lugar donde se va sembrar. B) Realizar agujero. C) Retirar el nylon a la planta a sembrar. D) Colocar la planta dentro del agujero. E) Tapar con suelo el agujero. F) Resultado final, planta sembrada.

j. Larva de *Phyllophaga* spp

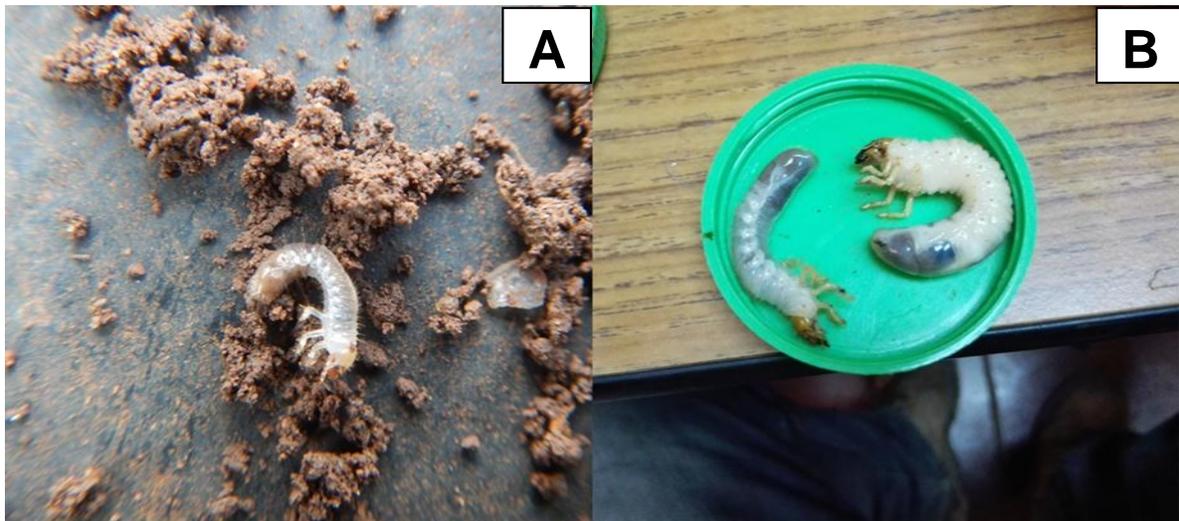


Figura 22. Larvas de *Phyllophaga* spp. (A) larva colectada en campo. (B) larva vista en laboratorio.

Algunas especies de *Phyllophaga* pueden ser agresivas en relación al daño causando a la plantación, en los peores casos una sola larva puede causar la pérdida total del sistema radicular de una planta de piña como se observa en la figura 23.

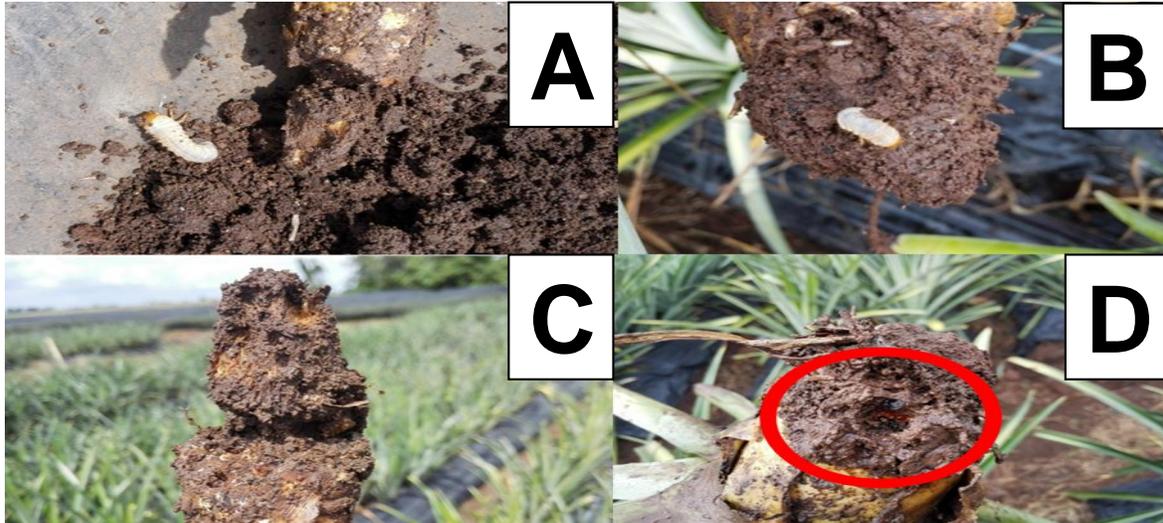


Figura 23. Daño de gallina ciega *Phyllophagaspp.* en cultivo de piña (*Ananas comosus* L.) (A) Gallina ciega sobre caja de cartón forrada de nylon negro. (B) Gallina ciega detectada aún sujeta a una planta de piña. (C) Consumo total de sistema radicular en planta de piña. (D) Gomosis generado por daño de gallina ciega.

k. Muestreos de insectos plaga

El muestreo consiste en la selección de un conjunto de plantas que se consideran representativas del total de la plantación, en el caso de la empresa “Operaciones del Campo S.A.”, para el muestreo de larvas de *Phyllophaga spp.*, se utilizan cincuenta (50) plantas por hectárea. Los pasos a seguir para el muestreo son los siguientes en la figura 24.



Figura 24. Muestreo para gallinas ciegas en una plantación de piña. (A) Muestreo en campo. (B) Larva encontrada en campo.

Se inicia de acuerdo al pante que se desea muestrear, como un pante está conformado de blocks, e identificado al centro del block en la orilla de la calle, para seleccionar las 50 plantas por hectárea, se inicia en el extremo derecho del rotulo de identificación, tomando en cuenta que no se puede iniciar en los bordes, razón por la cual se debe de iniciar en la tercera cama a partir del borde.

Situada la persona en una cabecera del block camina en zig zag obteniendo una muestra representativa del block de acuerdo al área que ocupa.

Cada una de las plantas seleccionadas como muestra se arranca y se sacude sobre una caja de cartón forrada de nylon color negro, esto para hacer caer larvas que estén sujetas al sistema radicular en figura 25.



Figura 25. Muestreo en campo

Luego de arrancada la planta, se escarba en el suelo donde estaba sembrada la planta en busca de larvas que hayan quedado cerca del orificio dejado por la planta.

La profundidad puede variar de 5 cm hasta 30 cm ya que en ocasiones el suelo no esta tan húmedo, por lo que es vital en el muestreo realizar este paso para verificar la presencia de la larva y también la cantidad de estas que se puedan encontrar por planta.



Figura 26. (A) Larvas encontradas luego de perforar el suelo (B) Chuzo (herramienta agrícola utilizada para perforar el suelo) para muestreo de Larva de *Phyllophaga* spp. En campo.

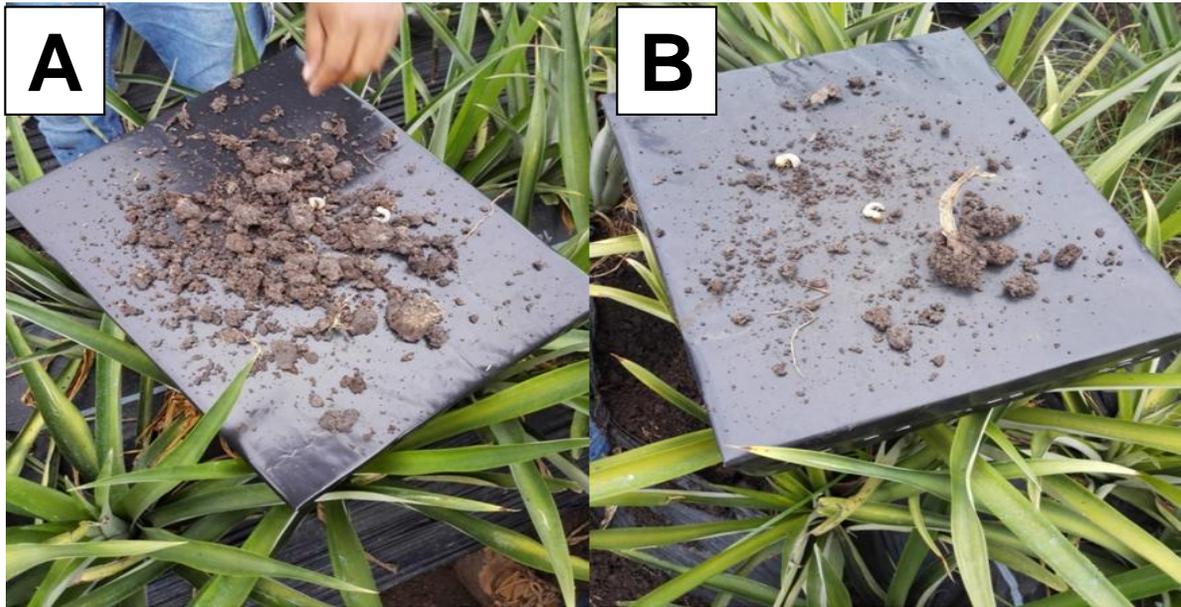


Figura 27. (A) Utilización de cajas de cartón forradas con nylon negro para la facilitar el muestreo de larvas de *Phyllophaga* spp. (B) Larvas sobre la caja utilizada en campo.



Figura 28. Sintomatología de la presencia de gallina ciega, focos de plantas con clorosis y puntas de las hojas dobladas. *



Figura 29 Daño severo por larva de *Phyllophaga* spp. en cultivo de piña (*Ananas comosus* L).

*Esta sintomatología se presenta cuando el daño ya es avanzado, por lo que los muestreos se recomiendan realizarse antes de ver los síntomas.

La profundidad de la excavación varía de acuerdo a la presencia de gallinas ciegas que el muestreador observe en cada planta, puede variar desde los cinco centímetros (5 cm), hasta los treinta centímetros (30 cm) como se observa en la figura 30.



Figura 30. Medición para verificar la profundidad donde se encontró larva de *Phyllophaga* spp.



Figura 31. Larva de *Phyllophaga* spp. aún sujeta a la raíz de la planta de piña.

e. Control

Para controlar la *Phyllophaga* spp. se realizan varios tipos de control, entre los cuales se encuentran los siguientes, cultural, biológico y químico. Para el caso de este último el umbral que Operaciones del Campo S.A., maneja es de 0.5 lavas por planta.

Los tipos de control se describen a continuación:

I. Control cultural

Se realizan prácticas culturales como la preparación del suelo que consiste en pasar un arado, luego se pasa una rastra pesada, y finalmente se realiza el encamado de suelo.

Anterior a ello se debe de elimina el rastrojo (plantas de piña que quedan después de cosecha y semillero), el cual se arranca de raíz y se agrupa en las calles internas para posteriormente ser quemado evitando, que este sea un hospedero de insectos en la figura 32.



Figura 32. Eliminación de rastrojo y nylon en plantaciones de piña



Figura 33. Agrupación de rastrojo en las calles para ser quemados posteriormente



Figura 34. Quema de rastrojos entre calles para evitar ser hospederos



Figura 35. Mecanización en el terreno donde se siembra posteriormente el cultivo de piña.

Cuando se está mecanizando el suelo muchas aves aprovechan para alimentarse de larvas e insectos que van quedando al descubierto al paso del tractor, por lo que se considera un control cultural ya que entre las larvas de las cuales se alimentan dichas aves se encuentran larvas de *Phyllophaga* spp.



Figura 36. Aves alimentándose de insectos y larvas luego del paso del tractor

m. Control Biológico

Aplicación de productos microbiológicos (nematodos entomopatógenos) en suelo sin mulch, y en plantación de hasta 90 días después de siembra.



Figura 37. Aplicación de productos microbiológicos en suelo sin mulch (suelo desnudo).



Figura 38. Comparación de una gallina ciega infectada (entre círculo) con nematodos entomopatógenos y una gallina ciega sana.

Una de las características de una larva infectada por nematodos entomopatogenos es que se tornan de un color amarillo cremoso como se observa en la figura 39.



Figura 39. Larva de *Phyllophaga* spp. Infectada por nematodos

Los nematodos entomopatogenos ingresan a las larvas de gallina ciega por medio de los espiráculos de las mismas, infectando la larva con una bacteria que causa su muerte.

El objetivo de la aplicación de estos microorganismos es que estos formen parte del micro ecosistema en el suelo, para promover futuras infecciones de las larvas de gallina ciega.

n. Control químico

Para la empresa este tipo de control se basa en la aplicación de productos organofosforados y/o productos a base de clorpirifos, Esta forma de control se puede aplicar en plantación hasta 9 meses después de siembra en la como se observa en la figura 40.



Figura 40. Aplicación de productos químicos en plantación de ocho meses con daño severo de gallina ciega.



Figura 41. Aplicaciones nocturnas de productos químicos



Figura 42. Larva afectada por productos químicos, se caracteriza por su color oscuro.

f. Eficiencia de los métodos de control

o. Conteo de larvas muertas por área

En los muestreos de 50 plantas/ha se maneja un umbral de 0.5 larvas por planta.

La eficiencia en áreas que han sido aplicadas con productos químicos o microbiológicos se mide cuantificando las larvas encontradas muertas por planta. Muestreo que se realiza a los 15 días después de la aplicación en la figura 43.



Figura 43. Larvas muertas en diferentes causas encontradas en campo

p. Eficiencia en control del adulto de *Phyllophaga* spp

La eficiencia para el adulto se mide por los monitoreo realizados, que se obtiene por medio de la cantidad de insectos que puedan ser capturados mediante las trampas en la figura 44.

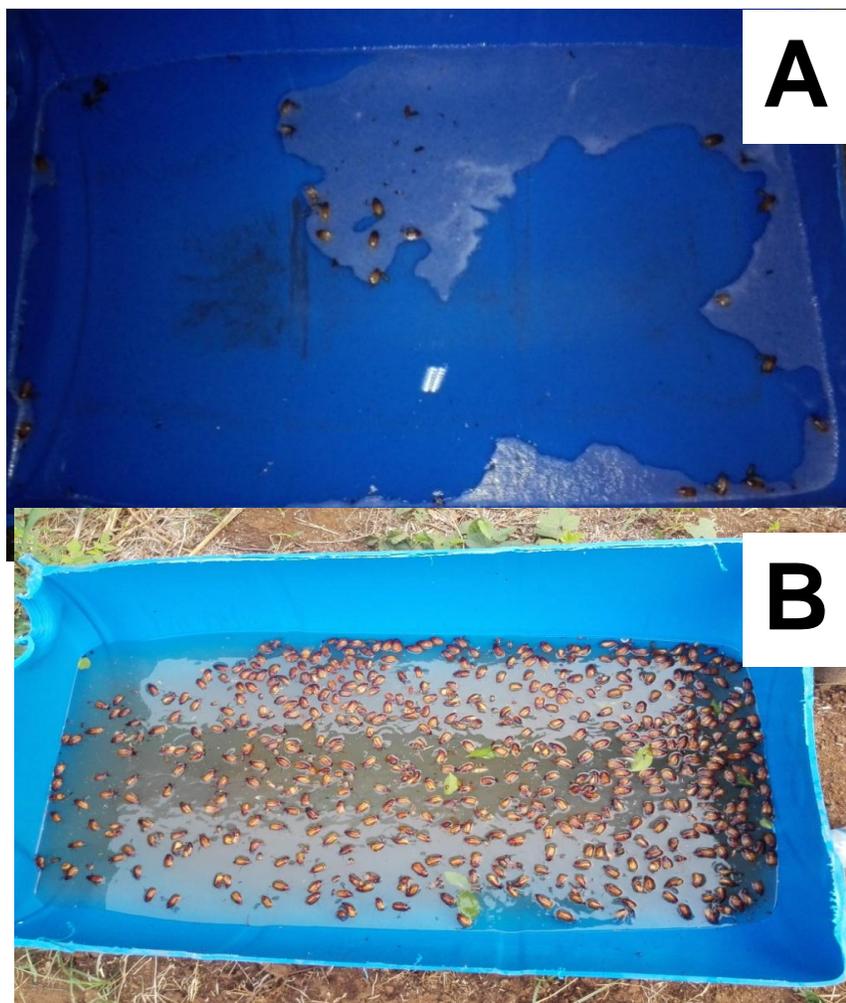


Figura 44. Recipiente de adultos de *Phyllophaga*spp. para captura de adulto de *Phyllophaga* spp. (A) Recipiente con insectos plaga 30 minutos después de encendida la luz. (B) Recipiente con insectos plaga en la mañana siguiente.

q. Eficiencia en la aplicación de productos químicos

Previo a la aplicación se colocan plantas dentro de recipientes vacíos simulando plantas sembradas dentro de la plantación, las cuales se distribuyen al azar dentro del cultivo, posteriores a la aplicación de los productos, se revisan los recipientes para verificar que el producto haya alcanzado el suelo y que la aplicación haya cubierto toda el área en la figura 45.



Figura 45. Recipiente vacío conteniendo la planta para verificar si la aplicación de productos logra alcanzar el suelo.



Figura 46. Medición de la mezcla captada por la planta de referencia.

3.8. EVALUACIÓN

El departamento de manejo integrado de plaga –MIP- Logro conocer el comportamiento de la gallina ciega, utilizando varias técnicas para su control, mediante la colecta de dicha insecto plaga se logro la identificación de la especie presente en finca, dando un avance a la finca para su control.

3.9. BIBLIOGRAFÍA

1. Contreras, L. 2015. Proceso productivo del cultivo de la piña (*Ananas comosus* L. Merr.) híbrido MD2 para exportación (entrevista). Santo Domingo Suchitepéquez, Guatemala, Finca San Luis - El Manguito, Operaciones del Campo, S.A.
2. Enio B. Cano. Revista 16. Universidad del Valle, Guatemala. Taxonomía daño al cultivo y distribución de las especies del complejo “gallina ciega” (Coleoptera: Scarabaeidae), que atacan el maíz (*Zea maíz* L.) en Guatemala.
3. León Beltetón, MR De. 2015. Gerente de proyecto proceso productivo del cultivo de la piña (*Ananas comosus* L. Merr.) híbrido MD2 para exportación (entrevista). Santo Domingo Suchitepéquez, Guatemala, Finca San Luis - El Manguito, Operaciones del Campo, S.A.
4. Philip J. Shannon. Manuel Carballo. 1996. Memorias Biología y control de Phyllophaga spp. Informe técnico CATIE No. 277. Turrialba, Costa Rica 1996. 143 páginas.

3.10. MANUAL DE LAS PRINCIPALES PLAGAS DE PIÑA (*Ananas comosus* L.) BAJO CONDICIONES DE FINCA SAN LUIS – EL MANGUITO, “OPERACIONES DEL CAMPO”.

Se define como plaga al organismo o microorganismo que, en altas poblaciones, causa daños en la plantación, generando así un impacto económico negativo.

Por lo que es de vital importancia generar información que permita reconocer y controlar de manera eficiente las diferentes plagas que afectan el cultivo en campo.

Las plagas de mayor importancia en el cultivo que se presentan son: cochinilla (*Pseudococcus* sp. y *Dysmicoccus* sp.) la cual por ser cuarentenaria es la de mayor importancia para la empresa, debido a que afecta la exportación de fruta en fresco, sinfilidos (*Scutigerella immaculata*), gallinas ciegas (*Phyllophaga* spp) estas generan daño al sistema radicular causando poco desarrollo de la planta lo que repercute en la reducción del número de frutas exportables.

En el siguiente documento se detalla el manejo integrado de las principales plagas bajo condiciones de la finca San Luis – El Manguito, haciendo énfasis en la sintomatología, daños y control, como también en la información visual.

3.10.1. Definición del problema

El contar con un manual que permita la identificación visual de las plagas más importantes que crecen en el cultivo de la piña, facilita considerablemente las labores que requieran información acerca de las mismas.

El catálogo facilitará la identificación visual de las plagas al momento de estar en el campo, como también información acerca de las diferentes plagas que se encuentran en la finca.

3.10.2. OBJETIVOS

1. Elaboración de un manual de las plagas que atacan en el cultivo de piña.
2. Describir taxonómicamente las principales plagas encontradas en el cultivo de piña.
3. Generar información visual de las principales plagas encontradas en el cultivo de piña.

3.10.3. METODOLOGÍA

Para elaborar el manual de las principales plagas del cultivo de piña (*Ananas comosus* L.) “Operaciones del Campo S.A.” bajo las condiciones de finca San Luis – El Manguito se trabajó en conjunto con el departamento de MIP (manejo integrado de plagas), de la finca para poder determinar cuáles eran las principales plagas considerando el daño que estas ocasionan.

A. Descripción taxonómica de las principales plagas encontradas en el cultivo de piña

a. Determinar cuáles son las principales plagas en la finca San Luis – El Manguito.

Se trabajó con técnicos del área de MIP, con los cuales se determinaron las principales plagas que afectan el cultivo de la piña ya sea de forma directa o indirecta.

La determinación de estas se basó en el daño que ocasionan.

b. Colecta de los insectos y otras plagas

La colecta de los insectos y otras plagas se dio a través de los diferentes muestreos realizados en campo establecidos por la Finca.

c. Identificación de las plagas en el cultivo de piña

Para la determinación e identificación de las plagas encontradas en el cultivo de piña (*Ananas comosus* L.), se efectuó la colecta y traslado de cada una de ellas hacia el laboratorio de entomología de la Facultad de Agronomía de la Universidad de San Carlos de Guatemala, para su identificación y clasificación.

d. Fotografías

Se realizó un caminamiento por los linderos y áreas sembradas de la finca para encontrar las plagas en campo y fotografiarlas, esto para facilitar a las personas encargadas de realizar los muestreos la identificación en campo de las diferentes plagas.

3.11. RESULTADOS



MANUAL DE LAS PRINCIPALES PLAGAS DEL CULTIVO DE PIÑA

3.11.1. Plagas de suelo en cultivo de piña

A. Taxonomía Gallina Ciega (*Phyllophaga menetriesi*)

Reino: Animal

Phylum: Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Coleóptera

Familia: Scarabaeidae

Sub familia: Melolonthinae

Género: *Phyllophaga*

Especie: *menetriesi*, obsoleta.



Fuente: Banacol manual, 2016

Figura 47. Ciclo de vida de *Phyllophaga* spp.

e. Generalidades

Agosto, septiembre y noviembre son los meses con más presencia de larvas de gallina ciega.

Esta especie es considerada la más voraz, una sola larva puede acabar con una planta de piña causando grandes pérdidas económicas, su presencia es focalizada, en plantaciones de piña se puede encontrar en profundidades de 5 centímetros a 30 centímetros, son de color blanquecino y pueden llegar a medir hasta 4 centímetros en la figura 48, (Enio B. Cano)

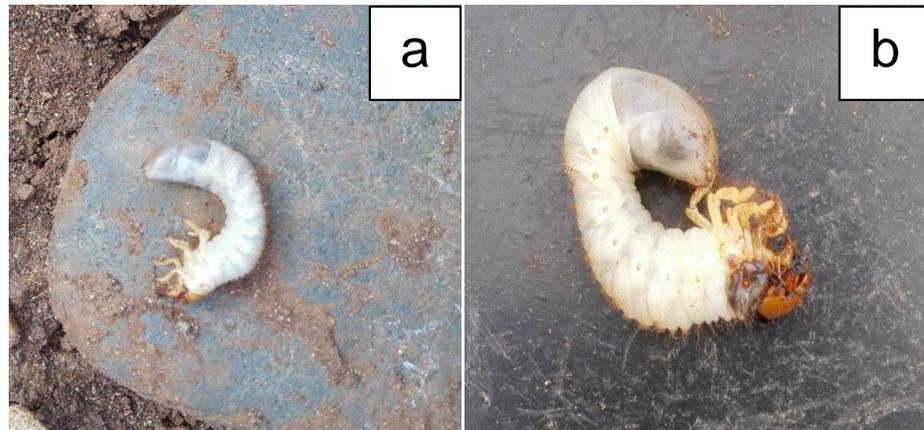


Figura 48. (a) Gallina ciega encontrada en campo. (b) Larva sobre caja de cartón

f. Síntomas

Los síntomas más notorios, son color amarillo en las hojas y puntas dobladas el cual es provocado por la falta de raíces, el máximo problema que se presenta en la sintomatología es que se exterioriza cuando el daño ya es muy avanzado, por lo que la identificación temprana de su presencia, mediante muestreos, y control es de vital importancia.

g. Habito alimenticio

Las larvas de *Phyllophaga menetriesi* son de habito alimenticio rizófago (se alimentan de raíces en la figura 49. (Enio, Cano).



Figura 49. Planta de piña con poca raíz

h. Daños que ocasiona

La pérdida de raíz parcial o total ocasiona los siguientes daños secundarios:

➤ Des uniformidad

La uniformidad dentro de las plantaciones, es un factor de alta influencia en los procesos de recolección de datos de desarrollo vegetativo y generativo, por lo tanto, genera gran influencia en confiabilidad de los mismos.

➤ Mortalidad

El daño que la gallina ciega ocasiona, propicia las condiciones para el ingreso de patógenos secundarios que influyen en la mortalidad de la misma reduciendo la población potencialmente productiva.

➤ baja productividad

La combinación de los casos anteriores generan una baja productividad en las áreas afectadas.

Ocasiona pérdida de raíz parcial o en el peor de los casos total, esto por su comportamiento voraz en la figura 50

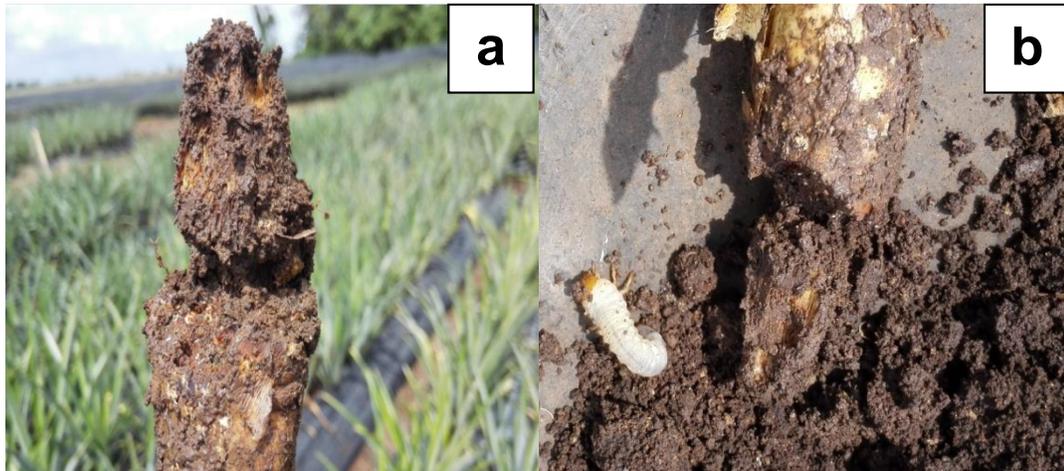


Figura 50. Fotografía de gallina ciega: a) Planta de piña presenta pérdida total de raíz. b) Larva que ocasiono el daño en el sistema radicular en la planta.

➤ Muestreo

Estos se realizan utilizando una pala, caja forrada con nylon color negro para facilitar la visión de larvas debido al contraste que se genera y chuzo (instrumento agrícola utilizado para sembrar plantas de piña).

Las plantas establecidas por la finca para ser muestreadas son cincuenta (50) plantas por hectárea (ha).

Las plantas a muestrear son escogidas al azar, cuando se escoge la planta se extrae de la cama o surco y se sacude sobre la caja forrada de nylon color negro.

Luego de extraer la planta y sacudirla se procede a escavar con ayuda de la pala en el lugar donde estaba sembrada la planta extraída a una profundidad de hasta 30 centímetros (cm) con la finalidad de encontrar larvas si es que están profundas.

El umbral utilizado es de 0.5 larvas por planta.

- **Métodos de control**

- **Método cultural**

Consiste en la mecanización agrícola (paso de arado y rastra), esto con la finalidad de exponer las larvas de *Phyllophaga sp.*, haciendo más accesible su control.

También se practican las podas de plantaciones atrayentes del adulto de *Phyllophaga sp.*, para evitar que el adulto oviposite en áreas destinadas para el cultivo de piña (*Ananas comosus* L.) en la figura 51.



Figura 51. Fotografía Muestra el método cultural: a) Mecanización, b) Poda de cercos

- **Método biológico**

Consiste en aplicaciones de productos microbiológicos como *Metarhizium anisopliae*, *Beauveria bassiana* y nematodos entomopatógenos, estos productos son recomendados por ser amigables con el medio ambiente.



Figura 52. Aplicaciones de nematodos entomopatogenos.

- **Método químico**

Se utilizan productos como Ingrediente activo Organofosforado (Mocap®), Cloropirifos (Lorsban®) en la figura 53



Figura 53. Aplicación de productos químicos en planta con daño de *Phyllophaga* spp.

B. Taxonomía Cochinilla (*Pseudococcus spp. dysmicoccus spp.*)

Reino: Animal

Phylum: Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Hemiptera

Familia: Pseudococcidae

Género: *Pseudococcus*, *Dysmicoccus*, *Ferrisia*.

Especie: *Pseudococcus spp*, *Dysmicoccus spp*. *Ferrisia spp*.

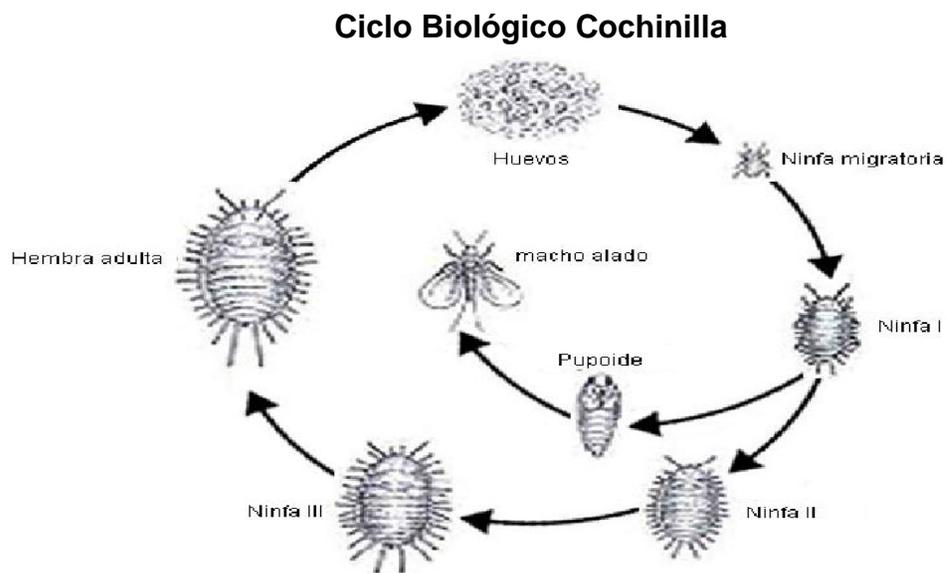


Figura 54. Ciclo Biológico de la Cochinilla

- **Generalidades**

La cochinilla se presenta en planta y en fruta, por lo que es difícil su control, se le acredita ser un vector del virus del wilt, además de su importancia por ser cuarentenaria.

Esta es de un color blanco y de tamaño aproximadamente de cuatro milímetros, con un aparato bucal chupador, con metamorfosis completa.



Figura 55. Fotografía de Cochinilla: a) Presencia de cochinilla del genero *Ferrisia* en fruta de piña, b) *Dysmicoccus* spp. vista en estereoscopio

- **Síntomas**

Los síntomas que se presentan son exteriores en fruta siendo una secreción producida por la cochinilla de color blanco que se adhiere a la cutícula de la fruta, cuando esta se seca produce las condiciones apropiadas para el desarrollo del hongo de la fumagina ya que este hongo se alimenta de las secreciones azucaradas que producen las cochinillas en la figura 57 (Vargas, 2011).



Figura 56. Secreción producida por cochinilla.

- **Habito alimenticio**

Se alimenta de los azúcares de las frutas de piña (*Ananas Comosus* L.) por lo que se encuentra en áreas donde las plantas ya presentan fruta (Vargas, 2011).

En la finca San Luis – El Manguito, se han encontrado distintas especies de cochinillas y no solamente en fruta, también en semilleros.

- **Daños que ocasiona**

Aunque el insecto no ocasiona ningún daño directo sobre la fruta, ésta es descartada para exportación por aspectos cuarentenarios en los países de destino (Vargas, 2011).

Algunos autores sostienen que la cochinilla es la transmisora del virus de wilt (Vargas, 2011).

- **Muestreo**

Los muestreos se realizan en plantaciones con fruta ya que es la planta con más presencia de cochinilla, escogiendo cincuenta (50) frutas por hectárea para muestrear.

La planta se revisa en busca de cochinillas, ya que estas se agrupan se cuentan cuantas cochinillas hay por planta.

Los datos obtenidos se anotan en una boleta que se le entrega al encargado de los muestreos la cual se utiliza para generar una de datos y así saber que partes necesitan aplicación de productos para control de cochinilla.



Figura 57. *Pseudococcus* spp. presente en flor de piña.

- **Métodos de control**

- **Método cultural**

El control cultural en campo se da cuando el rastrojo se acumula entre calles y posterior a eso se quema, para que estas no infesten las futuras plantas sembradas en el área en la figura 58.



Figura 58. Quema del rastrojo (restos de plantaciones anteriores)

- **Método biológico**

Para esta plaga no se aplican productos biológicos en la finca.

- **Método químico**

Las aplicaciones se realizan en plantaciones con fruta esto debido que es cuando más vulnerable es la planta hacia esta plaga. **(L.Contreras 2015)**.

El producto que se aplica es un organofosforado (Diazinon 60EC ®) este se realiza en cuatro ciclos.



Figura 59. Aplicación nocturna de Diazinon 60 EC ®.

C. Taxonomía Sinfílicos (*Scutigereilla immaculata*)

Phylum: Artropoda

Clase: Symphyla

Orden: Symphyla

Familia: Scutigereillidae

Subfamilia: Scutigereillinae

Género: Scutigereilla

Especie: Scutigereilla immaculata , Fuente (Acosta,. 2006)



Figura 60. Scutigereilla Inmaculata.

➤ **Ciclo de vida**

Los sinfílidos son ovíparos, *Scutigera immaculata* puede ovipositar de 9 a 25 huevos (Edwards 1990).

Según (Acosta, 2006), Agregado y colaboradores (1993) describen las larvas en su primer instar con 6 pares de patas y tan sólo 6 segmentos antenales, a los 2 o 3 días se presenta una muda para el segundo instar, que posee 7 pares de patas y 13 segmentos antenales, de 13 a 20 días posee conformación definida. Según (Vergara 1996) pueden vivir durante largos periodos de tiempo, usualmente superando un periodo de longevidad de 4 años en la figura 61.

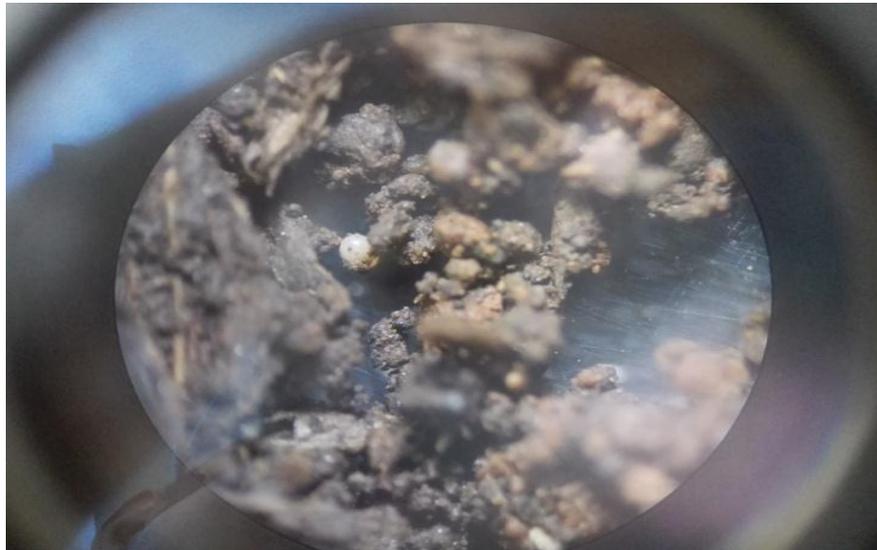


Figura 61. Huevo de sinfílido visto en estereoscopio.

➤ **Generalidades**

Los sinfílidos son pequeños artrópodos de coloración blanca que miden de 1,2 a 1,5 mm de longitud. Los individuos adultos son muy delicados y de un color crema suave uniforme, excepto en el área del tracto digestivo Según (Borrer y colaboradores 1989) y (Acosta, 2006) en la figura 62.



Figura 62. Sinfilido sobre caja de cartón forrada de nylon negro

La cabeza tiene forma de corazón con partes bucales masticadoras, no poseen ojos, pero sí un órgano post antenal en la base de las antenas. Las antenas son largas y formadas por numerosos anillos con órganos sensitivos en el apéndice y aproximadamente 60 segmentos según (Edwards 1990) y (Acosta, 2006).

➤ **Síntomas**

El síntoma de daño en la raíz de los cultivos de piña por los sinfílidos se presenta como una reducción del área radical que puede ser leve o severa, en este último caso el sistema radical se pierde ocasionando menor rendimiento de la producción, que puede oscilar entre un 20 y 80% (Abarca & colaboradores 1992) y (Acosta Vanegas, JA. 2006), se puede presentar también clorosis y plantas pequeñas en la figura 63.



Figura 63. Plantas con sintomatología a causa de sinfilidos.

➤ **Habito alimenticio**

Afectan las raíces de la piña, se alimentan de la parte tierna de estas, el alimento de los sinfílicos, que son fitófagos y/o saprófagos puede ser a partir de tejidos blandos de la planta, aunque cuando no consiguen este tipo de alimento pueden consumir microorganismos, material vegetal en descomposición y cadáveres de otros invertebrados (Edwards, 1990) y (Acosta, 2006).

➤ **Daños que ocasiona**

Según Vergara (1996) *S. immaculata* consume el meristemo subapical radical (tejido meristemático en crecimiento). Como consecuencia del ataque, la planta emite raíces laterales o secundarias conocidas como “escoba de bruja”.



Figura 64. Daño de sinfilido (Escoba de bruja)

➤ **Muestreo**

Los muestreos son realizados de la misma manera que cuando se muestrea larva de gallina ciega, omitiendo el paso de escarbar donde estuvo la planta, solamente se sacude y se golpea la planta para hacer caer los sinfilidos sobre la caja de cartón forrada con nylon negro. Las plantas que se muestrean son cincuenta por hectárea (50/ha), y el umbral que se maneja es de 0.5 individuos por planta en la figura 65 y 66.



Figura 65. Muestreador golpeando y sacudiendo una planta de piña sobre la caja de cartón y nylon.



Figura 66. Fotografía de muestreo a) muestreador revisando el suelo en busca de sinfilidos. b) Sinfilidos que cayeron sobre la caja de cartón forrada con nylon negro.

- **Métodos de control**

- **Método cultural**

El control cultural que se practica en la finca San Luis – El Manguito es la mecanización o preparación de suelo ya que al evitar que el suelo con más terrones ayuda a la sobrevivencia del sinfilido.

Buen drenaje para evitar que los sinfilidos habiten esos suelos ya que ellos prefieren los suelos húmedos. (Contreras, 2015).

- **Método químico**

Las aplicaciones de los productos químicos se realizan en horarios nocturnos.

Se realizan dos ciclos de aplicación de cajón a los ocho (8) dds (días después de siembra) y diez y seis (16) dds, luego de eso se establecen aplicaciones según los resultados de los muestreos realizados en campo.

Se aplica Etocop 72 EC (Mocap), que es un insecticida, nematicida – organofosforado, Ethoprophos (Contreras, 2015).

D. Taxonomía Gusano soldado (*Elaphria nucicolora*)

Reino: Animalia

Phyllum: Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Lepidoptera

Familia: Noctuidae

Genero: Elaphria.

Especie: *Elaphria nucicolora*.



Fuente. Banacol. Adaptada por William García.

Figura 67. Ciclo biológico de *E. nucicola*.



Figura 68. Fotografía de larva de *Elaphria nucicola*

➤ **Generalidades**

El adulto posee unas alas anteriores color café claro y las posteriores blancas, mide 1,5 cm. El huevo de *E. nucicolora* es cilíndrico, de color blancuzco, con un anillo color marrón en la parte superior.

La larva presenta varios tonos de café y negro, rayas y formas triangulares más oscuras, mide hasta 3 cm de largo. **(Banacol)**.



Figura 69. Larvas de *E. nucicolora*, llevadas al laboratorio para su determinación.

➤ **Síntomas**

Las larvas cuando raspan la superficie de la cascara, producen una gelatina o goma que puede ir de transparente a café oscuro. En la pulpa la lesión parece un golpe y se presenta oxidación del tejido (Banacol)

➤ **Daños que ocasiona**

La larva del gusano soldado ocasiona un raspado superficial de la fruta, produciendo una coloración translúcida de la pulpa y a menudo una “gomosis” externa. Estos daños o lesiones son motivos de rechazo en la planta de empaque, siendo la fruta descartada para exportación (Vargas. E. 2011).



Figura 70. Gomosis presente en fruta

➤ **Muestreo**

Los muestreos consisten en revisar cien (100) plantas con fruta por block que en promedio tienen 0.33 ha.

El muestreador se coloca al lado derecho del rotulo de identificación del bloque y escoge las plantas al alzar revisando fruta y hojas en busca de larva o gomosis que indica la presencia de *E. nucicola*.

Se cuentan cuantas plantas con presencia de gomosis hay y en caso de encontrar larva se cuentan cuantas larvas por planta hay.

Las larvas por ser de habito nocturno se hace difícil encontrarla en los muestreos ya que estos se realizan de día, por lo que se cuenta como presencia la gomosis.



Figura 71. Larva de *E. nucicolora* detectada en fruta, durante los muestreos.

- **Métodos de control**

- **Método cultural**

Dentro del control cultural se puede mencionar el control de malezas ya que algunas malezas son alimento de la larva.

Los bloques con cobertura (sarán), sufren menos daño le sirve de barrera para el adulto.

- **Método biológico**

Como control biológico se utilizan dos variedades de *Bacillus thuringiensis* en tres ciclos, siendo la primera aplicación a los setenta (70) DDF (días después de fuerza), aplicando la variedad de *Bacillus thuringiensis* variedad *kurstaki*, la segunda aplicación se realiza a los ochenta (80) DDF, utilizando *Bacillus thuringiensis* variedad *aizawai*, la tercera aplicación se realiza a los noventa (90) DDF donde se aplica *Bacillus thuringiensis* variedad *kurstaki*.

Dependiendo los resultados de los muestreos se aplica nuevamente.

- **Método químico**

Como control químico se utiliza (Diazinon 60EC ®), que es un organofosforado, en cuatro ciclos.

E. Taxonomía Tecla, gusano barrenador (*Strymon basilides*).

Reino: Animalia.

Clase: Insecta

Orden: Lepidoptera

Familia: Lycaenidae

Sub Familia: Theclinae

Genero: *Strymon*

Especie: *S. basilides*.

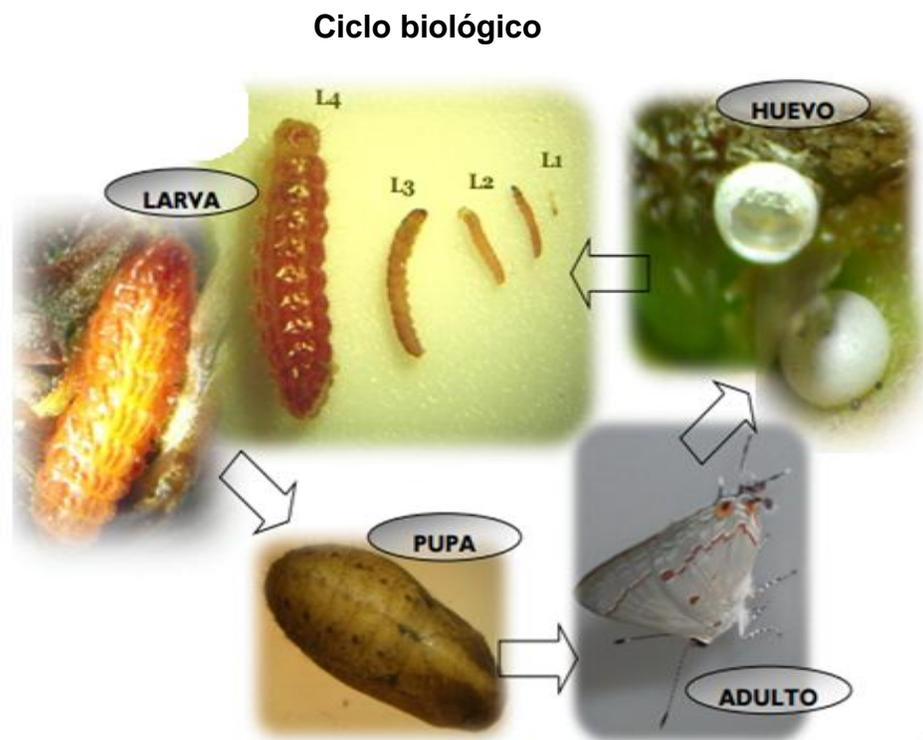
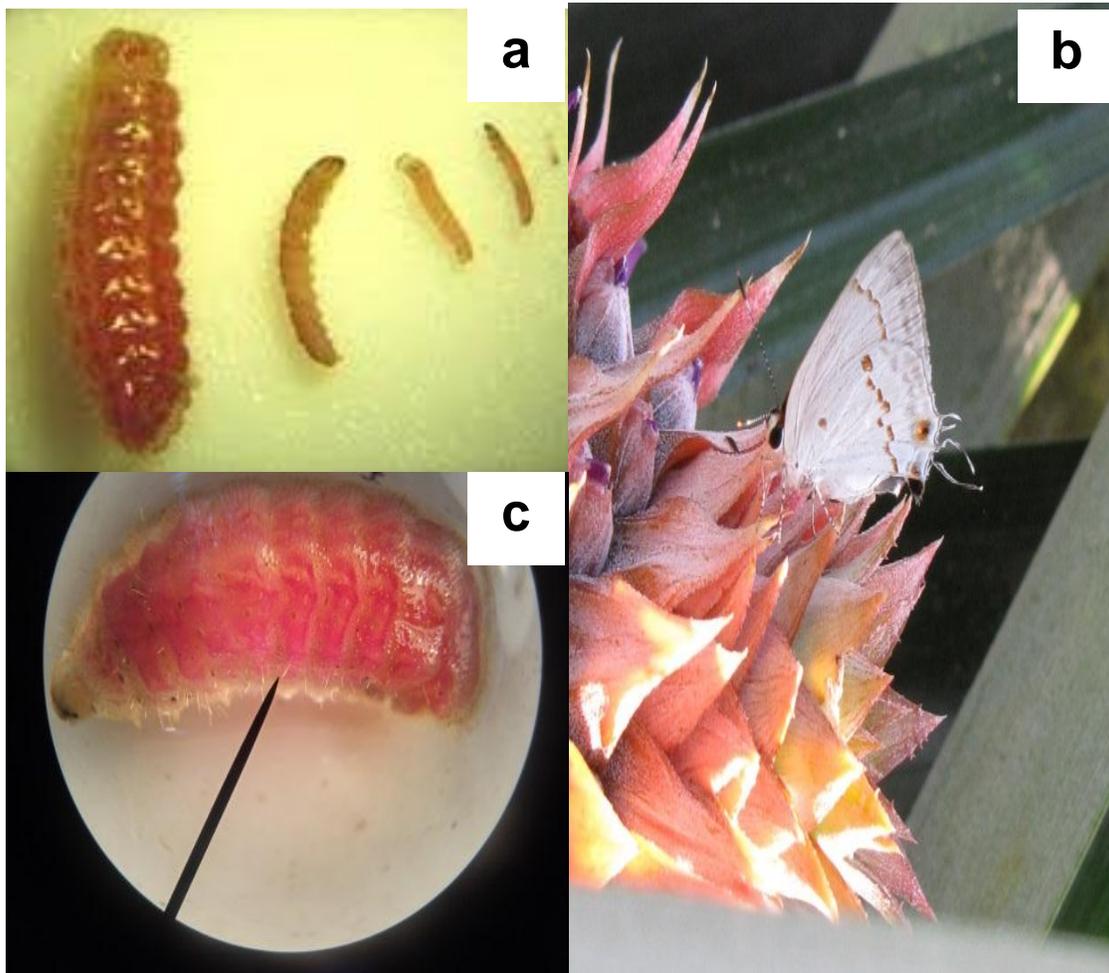


Figura 72. Ciclo de *S. basilides*



Fuente (Vargas, 2011).

Figura 73. (a) Larvas de *S. basilides* de izquierda a derecha (L4, L3, L2, L1) (b) Adulto de *S. basilides* sobre flor y c) larva vista en estereoscopio.

Generalidades

Las larvas son de tipo vermiforme con una coloración rosada; esta etapa de su metamorfosis tiene una duración de 8 a 12 días. La pupa es de color café claro esta es obtecta alcanza su desarrollo entre ocho y diez días antes de eclosionar. El adulto vive de siete a 20 días dependiendo de las condiciones climáticas (Vargas, 2011).

Es una pequeña mariposa de 2 cm de envergadura, con las alas extendidas esta es de color gris iridiscente; cuando tiene las alas cerradas es de color blanco con diminutas manchas naranjas a manera de puntos localizados en el área marginal de las alas posteriores (Vargas, 2011).

➤ **Habito alimenticio**

La hembra adulta coloca los huevecillos en las brácteas florales de la planta de piña, estos son de redondos de color blanco, suele colocarlos por separado en varias brácteas, al eclosionar las larvas luego de 5 días estas se introducen a la flor cuando se encuentra abierta, la larva se alimenta del interior del fruto en formación creando galerías (Vargas, 2011).

➤ **Daños que ocasiona**

La larva de tecla ocasiona galerías internas en la pulpa, produciendo un exudado conocido como “gomosis” en la parte externa de la fruta. Los daños causados por el insecto son motivos de rechazo en la planta de empaque (Vargas, 2011).



Figura 74. Larva de *S. basilides* en fruto de piña, presenta gomosis.

➤ **Muestreo**

Los muestreos consisten en revisar cien (100) plantas con fruta por block que en promedio tienen 0.33 ha.

El muestreador se coloca al lado derecho del rotulo de identificación del bloque y escoge las plantas al alzar revisando fruta y hojas en busca de larva o gomosis que indica la presencia de *S. basilides*.

Se cuentan cuantas plantas con presencia de gomosis hay y en caso de encontrar larva se cuentan cuantas larvas por planta hay.

• **Métodos de control**

➤ **Método cultural**

Consiste en el manejo y control de plantas atrayentes como lo son las heliconeas.

➤ **Método químico**

Como control quimico esta la aplicación de Carbaryl ® que es de la familia de los carbamatos, en la presentación de polvo humectable, este se aplica en cuatro ciclos, siendo el primero a los cuarenta (40) días DDF (días después de fuerza), el segundo a los cincuenta (50) DDF, el tercero a los sesenta (60) DDF y el cuarto a los setenta y dos (72) DDF.

F. Hormiga de fuego (*Solenopsis spp.*)

Taxonomía

Reino: Animalia

Filo: Arthropoda

Sub filo: Hexapoda

Clase: Insecta

Subclase: Pterygota

Orden: Hymenoptera

Super familia: Vespoidea

Familia: Formicidae

Subfamilia: Myrmicinae

Tribu: Solenopsidini

Género: *Solenopsis*

Especie: *Solenopsis spp.*



Figura 75.Hormiga de fuego (*Solenopsis spp.*)

➤ **Generalidades**

Su cuerpo, como todo cuerpo de insecto, está separado en tres secciones: cabeza, tórax, abdomen, tres pares de patas y un par de antenas. Puede distinguirse de otras hormigas por su cabeza parda bronceada y cuerpo con abdomen más oscuro. Tienen antenas de 10 segmentos con una clava de 2 segmentos y un aguijón. Las "obreras" son negruzcas a rojizas, y su tamaño varía de 2 mm a 6. Estas diferencias pueden existir en el mismo nido.

➤ **Habito alimenticio**

Se alimentan de las secreciones de las cochinillas, las cuales son azucares, bajo las condiciones de Finca San Luis - El Manguito (Contreras 2015)

➤ **Daños que ocasiona**

La hormiga no se considera dañina para el cultivo de piña en si, se considera plaga en la finca San Luis – El Manguito es debido a su simbiosis con la cochinilla esta si se considera plaga en el cultivo.

La hormiga transporta a la cochinilla hacia el cultivo de piña esto a cambio de las secreciones azucaradas de la cochinilla.

➤ **Muestreo**

Los muestreos se realizan utilizando cebo (alimento atrayente para la hormiga), se colocan a cada veinte metros en las orillas de los bloques del cultivo.

Luego se procede a revisar cada una de las posturas y se cuentan las hormigas que se encuentran. Clasificándolas por su densidad en categorías siendo una cantidad mayor a doscientas (200) hormigas le corresponde la categoría 4, la categoría tres (3) es de noventa

(90) hormigas, categoría dos (2) es de cincuenta (50) hormigas y la categoría uno (1) es de veinte hormigas.

Estos muestreos se realizan desde que el cultivo tiene un mes después de siembra ya que es vital evitar que las hormigas crezcan como población ya que así evitamos que transporten cochinilla al cultivo de piña.

- **Métodos de control**

- **Método químico**

Cuando se ha realizado el muestreo y ya se tiene clasificado cada bloque se procede a realizar aplicaciones de Siege Pro® 0.73 GR (Insecticida – Hidrazona), este se aplica igual que los cebos ya que es granulado, este atrae a las hormigas y estas lo llevan a sus nidos y al consumirlo mueren.



Figura 76. Hormigas *Solenopsis* spp. consumiendo Siege Pro® 0.73 GR.

G. Taxonomía Roedores (rata), *Sigmodon hispidus*

Phylum: Chordata

Division: Mammalia

Orden: Rodentia

Familia: Cricetidae

Género: Sigmodon

Especie: *S. hispidus*.

Fuente: (E. Sierra 2007)



Figura 77. Roedor (*Sigmodon hispidus*)

➤ Generalidades

Pelaje oscuro con tinte amarillento, de textura áspera. Patas negras y cola de menor longitud que el cuerpo. Generalmente de mayor tamaño que las otras especies encontradas en caña de azúcar. (CAÑAMIP-CENGICAÑA)

➤ **Daños que ocasiona**

El daño se ve reflejado en semilleros, flor y fruto, el gran problema que se da es porque cada planta que sufre de un ataque de rata es una fruta perdida, lo que se ve reflejado en las exportaciones de piña en fresco.



Figura 78. Daño de rata en Fruta de piña.

➤ **Muestreo**

Los muestreos consisten en revisar cien (100) plantas con fruta por block que en promedio tienen 0.33 ha.

Las ratas atacan flor de piña y también el fruto, en ocasiones se han encontrado daños en semilleros, por lo que es de vital importancia el muestreo para determinar el daño ya que este repercute directamente en las frutas de exportación por lo que se considera una plaga de importancia en la finca San Luis – El Manguito.

• **Métodos de control**

➤ **Método cultural**

Consiste en colocación de trampas tipo jaula en los bloques que presentan daño de rata, esto se define por los datos recabados por los muestreadores.



Figura 79. Rata capturada en trampa tipo jaula.

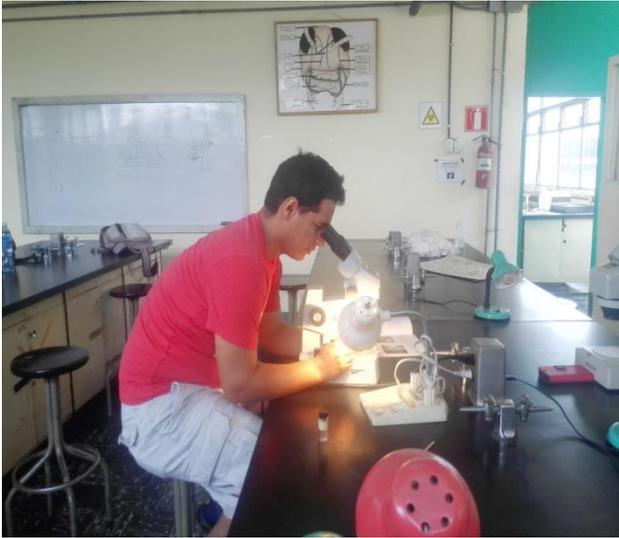
➤ **Método químico**

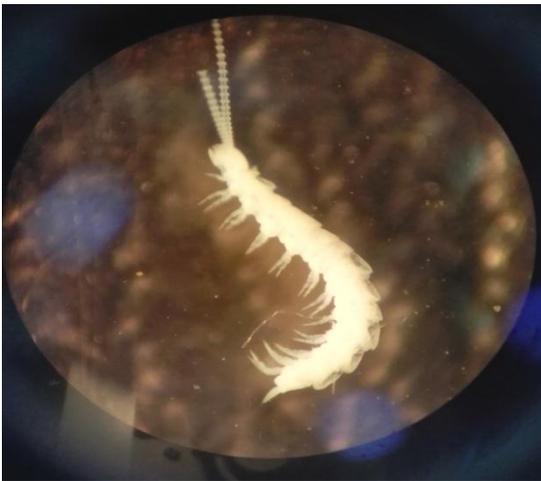
Se aplican bocados elaborados a base de Racumin® mezclado con granos de maíz quebrado, estos se dispersan en todo el bloque.



Figura 80. (a) Elaboracion de los bocados (b) Consumo de los bocados en campo por roedor.

4.2.5 Anexos.





3.12. BIBLIOGRAFÍA

1. Abarca, G; Vargas, E; Mata, R. 1992. Alternativas de combate del complejo de larvas de jobotos (*Phyllophaga* sp., *Anomala* sp. y *Cyclocephala* sp.) (Col: Scarabaeidae) en fresa (*Fragaria ananassa*). *Agronomía Costarricense* 16(1):45-54.
2. Acosta Vanegas, JA. 2006. Evaluación de hongos entomopatógenos como controladores biológicos de *Scutigerella immaculata*. Tesis Microbiol. Agr. y Vet. Bogotá, Colombia, Pontificia Universidad Javeriana, Facultad de Ciencias. 79 p.
3. BANACOL, Costa Rica. 2013. Guía de identificación y manejo integrado de plagas y enfermedades en piña; Guía de identificación y MIP. Costa Rica. 58 p.
4. Borror, D; Charles, A; Triplehorn, J; Norman, F; Johnson, F. 1989. Introduction to the study of insects. 6 ed. New Jersey, USA, Harcourt College Publishers. 875 p.
5. Cano, EB. s.f. Taxonomía, daño al cultivo y distribución de las especies del complejo "gallina ciega", (Coleoptera: Scarabaeidae), que atacan el maíz (*Zea maíz* L.) en Guatemala. *Revista de la Universidad del Valle de Guatemala* no. 16.
6. CAÑAMIP (Manejo Integrado de Plagas en Caña de Azúcar, Guatemala); CENGICAÑA (Centro Guatemalteco de Investigación y Capacitación en Caña de Azúcar, Guatemala). 2014. Sistema de monitoreo de la población de roedores dentro del cultivo benchmarking sobre el manejo integrado de la rata de campo. Guatemala. 10 p.
7. Edwards, CA. 1990. *Symphyla*. In Dindal, D (ed.). Soil biology guide. New York, USA, John Willey. 1349 p.
8. Fuentes Sierra, E. 2007. Efectividad biológica de seis rodenticidas utilizados para el control de *Sigmodon hispidus* (Rodentia: Cricetidae) en caña de azúcar, Veracruz, México. Tesis Postgrado. Veracruz, México, Colegio de Postgraduados, Campus Veracruz; Programa de Postgrado en Agroecosistemas Tropicales. 122 p.
9. *Solenopsis* (hormiga). 2015. Wikipedia. Consultado 16 feb. 2016. Disponible en [https://es.wikipedia.org/wiki/Solenopsis_\(hormiga\)](https://es.wikipedia.org/wiki/Solenopsis_(hormiga))
10. Vargas Carrillo, E. 2011. Guía para la identificación y manejo integrado de plagas en piña. Costa Rica, REPCAR / PROAGRIN. 30 p.
11. Vergara, RA. 1996. Aspectos bioecológicos y de manejo sobre colémbolos y sinfílidos; resumen de la conferencia dictada en el seminario de plagas del suelo en la floricultura. Bogotá, Colombia, Wallwork. 112 p.



UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
 FACULTAD DE AGRONOMÍA
 ÁREA INTEGRADA - EPS



Ref. SAIEPSA. 015.2018
 Guatemala, 03 de mayo de 2018

TRABAJO DE GRADUACIÓN:

EVALUACIÓN DE TRATAMIENTOS MICROBIOLÓGICOS PARA EL CONTROL DE SINFILIDOS (*Scutigerella* spp), EN EL CULTIVO DE PIÑA (*Ananas comosus* L.) DIAGNÓSTICO Y SERVICIOS REALIZADOS EN OPERACIONES DEL CAMPO, S.A. SANTO DOMINGO, SUCHITEPÉQUEZ, GUATEMALA, C.A.

ESTUDIANTE:

WILLIAM JOSÉ GARCÍA Y GARCÍA

No.CARNÉ:

200817616

Dentro de Trabajo de Graduación se presenta el Capítulo II que se refiere a la Investigación Titulada:

“EVALUACIÓN DE TRATAMIENTOS MICROBIOLÓGICOS PARA EL CONTROL DE SINFILIDOS (*Scutigerella* spp.) EN EL CULTIVO DE PIÑA (*Ananas comosus* L.) EN OPERACIONES DEL CAMPO, S.A. UBICADA EN SANTO DOMINGO, SUCHITEPÉQUEZ, GUATEMALA, C.A.”

LA CUAL HA SIDO EVALUADA POR LOS PROFESIONALES:

Ing. Agr. Gustavo Alvarez Valenzuela
 Ing. Agr. Filadelfo Guevara Chávez
 Dr. Marco Vinicio Fernández Montoya

Los Asesores de Investigación, Docente Asesor de EPSA y la Coordinación del Área Integrada, hacen constar que ha cumplido con las normas universitarias y Reglamento de la Facultad de Agronomía. En tal sentido, pase a Decanatura.



“ID Y ENSEÑAD A TODOS”

Dr. Marco Vinicio Fernández Montoya
 Docente – Asesor de EPS



Vo. Bo. Ing. Agr. Silvel A. Elías Gramajo
 Coordinador Area Integrada EPS



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



REF. Sem. 04/2017

LA TRABAJO DE GRADUACIÓN TITULADO: "EVALUACIÓN DE TRATAMIENTOS MICROBIOLÓGICOS PARA EL CONTROL DE SINFILIDOS (*Scutigerella spp.*) EN EL CULTIVO DE PIÑA (*Ananas comosus* L.) EN OPERACIONES DEL CAMPO, S.A. UBICADA EN SANTO DOMINGO, SUCHITEPÉQUEZ, GUATEMALA, C.A."

DESARROLLADA POR EL ESTUDIANTE: GARCÍA Y GARCÍA
WILLIAM JOSÉ

CARNE: 200817616

HA SIDO EVALUADO POR LOS PROFESIONALES: Ing. Agr. Gustavo Alvarez Valenzuela
Ing. Agr. Filadelfo Guevara Chávez
Dr. Marco Vinicio Fernández Montoya

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


Ing. Agr. Filadelfo Guevara Chávez
A S E S O R


Dr. Marco Vinicio Fernández Montoya
SUPERVISOR-ASESOR



WNR/nm
c.c. Archivo



USAC
TRICENTENARIA
Universidad de San Carlos de Guatemala

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMÍA

Acreditada Internacionalmente



No. 20-2018

Trabajo de Graduación:

“EVALUACIÓN DE TRATAMIENTOS MICROBIOLÓGICOS PARA EL CONTROL DE SINFILIDOS (*Scutigerella* spp), EN EL CULTIVO DE PIÑA (*Ananas comosus* L.) DIAGNÓSTICO Y SERVICIOS REALIZADOS EN OPERACIONES DEL CAMPO, S.A. SANTO DOMINGO, SUCHITEPÉQUEZ, GUATEMALA, C.A.”

Estudiante:

William José García y García

Carné:

200817616

“IMPRÍMASE”

Ing. Agr. Mario Antonio Godínez López
DECANO

