

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA  
FACULTAD DE AGRONOMÍA  
ÁREA INTEGRADA

**TRABAJO DE GRADUACIÓN**

ESTUDIO DE LOS INSECTOS ASOCIADOS AL CULTIVO DE LA PIÑA DURANTE LA  
ÉPOCA LLUVIOSA EN LA ALDEA EL JOCOTILLO, VILLA CANALES, GUATEMALA,  
DIAGNÓSTICO Y SERVICIOS REALIZADOS EN EL DEPARTAMENTO DE VIGILANCIA  
EPIDEMIOLÓGICA Y ANÁLISIS DE RIESGO DEL VISAR-MAGA

HILDA LISSETTE RUÍZ RODAS

Guatemala, abril 2016



UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA  
FACULTAD DE AGRONOMÍA  
ÁREA INTEGRADA

**TRABAJO DE GRADUACIÓN**

ESTUDIO DE LOS INSECTOS ASOCIADOS AL CULTIVO DE LA PIÑA DURANTE LA  
ÉPOCA LLUVIOSA EN LA ALDEA EL JOCOTILLO, VILLA CANALES, GUATEMALA,  
DIAGNÓSTICO Y SERVICIOS REALIZADOS EN EL DEPARTAMENTO DE VIGILANCIA  
EPIDEMIOLÓGICA Y ANÁLISIS DE RIESGO DEL VISAR-MAGA

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

POR

HILDA LISSETTE RUÍZ RODAS

EN EL ACTO DE INVESTIDURA COMO  
INGENIERO AGRÓNOMO

EN

SISTEMAS DE PRODUCCIÓN AGRÍCOLA  
EN EL GRADO ACADÉMICO DE LICENCIADO

Guatemala, abril 2016

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 Gódinez López
VOCAL PRIMERO	Dr. Tomás Antonio Padilla Cámara
VOCAL SEGUNDO	Ing. Agr. M. Sc. César Linneo García Contreras
VOCAL TERCERO	Ing. Agr. M. Sc. Erberto Raúl Alfaro Ortiz
VOCAL CUARTO	Br. I. Milton Juan José Caná Aguilar
VOCAL QUINTO	M. E. H. Ruth Raquel Curruchich Cúmez
SECRETARIO	Ing. Agr. Juan Alberto Herrera Ardón

Guatemala, abril 2016

Guatemala, abril 2016

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

Honorables miembros:

De conformidad con las normas establecidas por la Ley Orgánica de la Universidad de San Carlos de Guatemala, tengo el honor de someter a vuestra consideración, el trabajo de Graduación realizado en el ESTUDIO DE LOS INSECTOS ASOCIADOS AL CULTIVO DE LA PIÑA DURANTE LA ÉPOCA LLUVIOSA EN LA ALDEA EL JOCOTILLO, VILLA CANALES, GUATEMALA, DIAGNÓSTICO Y SERVICIOS REALIZADOS EN EL DEPARTAMENTO DE VIGILANCIA EPIDEMIOLÓGICA Y ANÁLISIS DE RIESGO DEL VISAR-MAGA, como requisito previo a optar al título de Ingeniero Agrónomo en Sistemas de Producción Agrícola, en el grado académico de Licenciado.

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

Atentamente,

“ID Y ENSEÑAD A TODOS”

HILDA LISSETTE RUÍZ RODAS

## **ACTO QUE DEDICO**

A:

DIOS:

Padre poderoso y misericordioso, que siempre guía mis pasos y que ha puesto a las personas más lindas en mi vida.

MI MADRE Y PADRE:

Hilda Rodas Navarro divina mujer quien nunca ha demostrado su cansancio, para ella no ha existido límite en dar su amor, por su inolvidable frase “estoy llena” por preferir darnos a nosotros, por todo tu amor madre de mi alma y mejor amiga, por tus consejos y apoyo en todo momento, a Silverio Ruíz Ojóm papi que siempre has buscado todo lo mejor para tus hijos, por vernos ser profesionales, por tus consejos, apoyo y porque no decirlo las noches de “sesiones” que siempre nos dabas, por tu amor y comprensión.

MIS HERMANOS:

Silverio, Luis Alberto y Antonio Adolfo, por ser un apoyo incondicional y su infinita comprensión, por todos los momentos que hemos pasado que nos han unido, por las experiencias y secretos que compartimos.

## **AGRADECIMIENTOS**

A:

DIOS: Por permitirme llegar a cumplir una meta más.

MIS PADRES: Hilda Rodas Navarro y Silverio Ruíz Ojóm por brindarme su apoyo y enseñarme que con la ayuda de Dios todo es posible.

MIS HERMANOS: Silverio, Luis Alberto y Antonio Adolfo, por su compañía y las bellas experiencias compartidas con ellos.

MI SUPERVISOR: Hermógenes Castillo por su apoyo durante el EPS.

MI ASESOR: Álvaro Hernández por ayudarme en la elaboración de mi documento y su amistad inigualable, a Edgar Franco por su gran ayuda en la elaboración de mi documento y su apoyo, a Felipe Valle por asesorarme en mi documento.

MI EVALUADOR: Filadelfo Guevara por ayudarme con la redacción y corrección de este documento.

VISAR-MAGA: Por permitirme realizar el EPS, al personal que compartió sus conocimientos y amistad, al ing. Jorge Gómez por su apoyo en la fase de campo, en especial al Ing. Julio Romeo Álvarez por su apoyo incondicional durante el desarrollo de la práctica, a Sergio Rivera y Oscar Monterroso.

ALDEA EL JOCOTILLO: A don Sergio Xitumul y don Carmelo Santos, productores de piña que compartieron sus conocimientos y apoyo durante la fase de campo, a doña Irma Oliva y su familia por su apoyo y amistad.

AMIGOS: Por los momentos vividos a lo largo de mis años de estudio.





## ÍNDICE GENERAL

<b>Contenido</b>	<b>Página</b>
RESUMEN .....	viii
<b>1 CAPITULO I</b> .....	<b>1</b>
1.1 Presentación .....	2
1.2 Marco teórico .....	3
1.3 Objetivos .....	5
1.3.1 General .....	5
1.3.2 Específicos .....	5
1.4 Metodología .....	6
1.5 Resultados .....	7
1.5.1 Reconocimiento del área .....	7
1.5.2 Organigrama .....	7
1.5.3 Sistema de captura de información epidemiológica.....	8
1.5.4 Servicios .....	9
1.5.5 Proceso de la información epidemiológica .....	9
1.5.6 FODA departamento de Vigilancia Epidemiológica y Análisis de Riesgo. ....	11
1.5.7 Información de fuente secundaria .....	12
1.1.1 Descripción del VISAR. ....	13
1.1.2 Funciones .....	14
1.6 Conclusiones .....	16
1.7 Recomendaciones .....	17
1.8 Bibliografía .....	18
<b>2 CAPÍTULO II</b> .....	<b>19</b>
2.1 Presentación .....	20
2.2 Marco teórico .....	21
2.2.1 Importancia del cultivo de la piña en Guatemala .....	21
2.2.2 Variedad Cayena Lisa .....	22
2.2.3 Clasificación taxonómica de la piña .....	22
2.2.4 Descripción botánica de la piña .....	23
2.2.5 Requerimientos climáticos y edáficos de la piña .....	25
2.2.6 Época de siembra .....	25
2.2.7 Cosecha de la piña .....	25
2.2.8 Plagas insectiles que afectan el cultivo de piña .....	26
2.2.9 Descripción de los insectos plaga que afectan el cultivo de la piña .....	26
2.2.10 Muestreo de plagas .....	29
2.2.11 Términos fitosanitarios .....	31
2.2.12 Definiciones de daño .....	32
2.2.13 Clasificación de la plagas .....	33
2.3 Marco referencial .....	34

<b>Contenido</b>	<b>Página</b>
2.3.1 Aldea El Jocotillo .....	34
2.4 Objetivos .....	36
2.4.1 General .....	36
2.4.2 Específicos .....	36
2.5 Metodología .....	37
2.5.1 Recursos .....	37
2.5.2 Selección del área de investigación.....	37
2.5.3 Información del área de investigación .....	37
2.5.4 Localización espacial de las muestras .....	38
2.5.5 Frecuencia de muestreo .....	39
2.5.6 Colocación de trampas pegajosas .....	39
2.5.7 Muestreo de insectos de raíz en puntos fijos y aleatorios .....	40
2.5.8 Muestreo de insectos en inflorescencia/fruto en puntos fijos y aleatorios.....	40
2.5.9 Muestreo de insectos en hojas/tallo en puntos fijos y aleatorios .....	40
2.5.10 Muestreo nocturno de insectos .....	40
2.5.11 Toma de muestras para laboratorio .....	41
2.5.12 Preparación de insectos inmaduros .....	41
2.5.13 Identificación de insectos .....	42
2.5.14 Montaje de especímenes (Cochinillas y escamas).....	42
2.5.15 Identificación preliminar de insectos en laboratorio .....	43
2.5.16 Categorización de insectos .....	43
2.5.17 Análisis de la información.....	43
2.6 Resultados y discusión.....	44
2.6.1 Muestreo y captura de insectos en el cultivo de la piña .....	44
2.6.2 Clasificación de los insectos capturados por órdenes .....	46
2.6.3 Insectos capturados en el cultivo de la piña .....	47
2.6.4 Comparación de los insectos asociados al cultivo de la piña.....	48
2.6.5 Insectos asociados al cultivo de la piña. ....	50
2.6.6 Descripción de los insectos asociados al cultivo de la piña. ....	52
2.6.7 Categorización de los insectos asociados al cultivo de la piña .....	57
2.7 Conclusiones.....	66
2.8 Recomendaciones .....	67
2.9 Bibliografía.....	68
2.10 Anexos .....	72
2.10.1 Formulario de exploración, muestreo y envío de muestras al laboratorio..... para diagnostico.....	72
2.10.2 Metodología de identificación de plagas .....	73
2.10.3 Metodología de montaje de especímenes (cochinillas) .....	74
3 CAPÍTULO III.....	76
3.1 Presentación .....	77

<b>Contenido</b>	<b>Página</b>
3.2 Servicio I: Elaboración de fichas técnicas para 21 plagas priorizadas..... por el Sistema de Vigilancia Fitosanitaria Nacional. ....	78
3.2.1 Objetivos.....	78
3.2.2 Metodología .....	79
3.2.3 Resultados .....	81
3.2.4 Evaluación.....	127
3.3 Servicio II: Elaboración de un manual técnico para el muestreo de 8..... plagas de interés económico en aguacate <i>Persea americana</i> . ....	128
3.3.1 Objetivos.....	128
3.3.2 Metodología .....	129
3.3.3 Resultados .....	131
3.3.4 Evaluación.....	139
3.3.5 Bibliografía .....	140

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura</b>	<b>Página</b>
Figura 1. Diagrama de PERT. ....	6
Figura 2. Organigrama del departamento de Vigilancia Epidemiológica y Análisis de Riesgo. ....	8
Figura 3. Cronograma del proceso de información epidemiológica. ....	10
Figura 4. Análisis FODA. ....	11
Figura 5. Estructura organizativa del VISAR, MAGA. ....	15
Figura 6. Comportamiento de la superficie cosechada de piña años 2000 al 2012. ....	22
Figura 7. Planta de piña en fase vegetativa. ....	24
Figura 8. Planta de piña en fase de fructificación. ....	24
Figura 9. Ubicación de la aldea El Jocotillo. ....	35
Figura 10. Croquis de la localización espacial de los puntos de muestreo. ....	39
Figura 11. Frecuencia en la época lluviosa de los insectos capturados en el cultivo de la piña. ....	55
Figura 12. Frecuencia de los insectos asociados al cultivo de la piña. ....	57
Figura 13. Comparación de la incidencia de los insectos asociados al cultivo de la piña y las condiciones ambientales durante la época lluviosa en el área de investigación. ....	65
Figura 14. Diagrama de PERT. ....	80
Figura 15. Huevos de chinche salivosa. ....	82
Figura 16. Ninfa de chinche salivosa. ....	83
Figura 17. Adulto de chinche salivosa. ....	83
Figura 18. Daño provocado por chinche salivosa en caña de azúcar. ....	84
Figura 19. Adultos y estados inmaduros en hoja de plátano. ....	85
Figura 20. Puestas en espiral. ....	85
Figura 21. Adulto de la mosca blanca algodonosa. ....	86
Figura 22. Mosca de los frutos adulta. ....	87
Figura 23. Larva alimentándose y saliendo del fruto. ....	88
Figura 24. Vista microscópica del nematodo. ....	89
Figura 25. Espigas dañadas por el nematodo. ....	90
Figura 26. Adulto de la Paratrioza. ....	91
Figura 27. Huevos de la Paratrioza sobre hojas. ....	91
Figura 28. Daño en panículas de arroz. ....	93
Figura 29. Semillas de arroz con daño del añublo bacteriano del arroz. ....	94
Figura 30. Adulto de la chicharrita transmisora del ALC. ....	95
Figura 31. Inflorescencia necrótica, cuando la espata recién ha abierto. ....	95
Figura 32. Amarillamiento progresivo de las hojas inferiores, intermedias y superiores. ....	96
Figura 33. Rastrojo de tomate con presencia de Cáncer bacteriano. ....	97
Figura 34. Lesiones típicas en el tallo de plantas jóvenes. Nótese el sitio del injerto. ....	97

<b>Figura</b>	<b>Página</b>
Figura 35. Necrosis de la hoja comúnmente llamada “fuego” .....	98
Figura 36. Vista microscópica del nematodo de la papa .....	99
Figura 37. Corte transversal en zanahoria dañada .....	99
Figura 38. Dispersión del nematodo .....	100
Figura 39. Nematodo del tallo .....	101
Figura 40. Infestación del nematodo en cebolla .....	101
Figura 41. Pudrición de bulbos de cebolla .....	102
Figura 42. Daño en bulbos de cebolla .....	102
Figura 43. Trips adultos .....	103
Figura 44. Ciclo de vida del trips .....	104
Figura 45. Trips adulto alimentándose en una planta ornamental .....	104
Figura 46. Daño en chile pimiento por trips .....	105
Figura 47. Nematodo adherido a las raíces .....	106
Figura 48. Cultivo con daño de nematodos .....	106
Figura 49. Reducción de raíces, síntoma secundario del nematodo .....	107
Figura 50. Hembra adherida a las raíces .....	108
Figura 51. Quiste de nematodo .....	108
Figura 52. Huevo de la chinche ligus .....	110
Figura 53. Estadios ninfales de la chinche ligus .....	110
Figura 54. Mancha característica del adulto de la chinche ligus .....	111
Figura 55. Adultos de la chinche ligus en un brote floral .....	111
Figura 56. Cultivo de fresa con daños ocasionados por la chinche ligus .....	112
Figura 57. Huevos de <i>M. hirsutus</i> dentro de los sacos .....	113
Figura 58. Estados ninfales y adulto de cochinilla rosada del hibisco .....	113
Figura 59. Daño en brote de hibisco .....	114
Figura 60. Huevo de <i>Opogona sacchari</i> .....	115
Figura 61. Larva de <i>O. sacchari</i> .....	115
Figura 62. Pupa de <i>O. sacchari</i> .....	116
Figura 63. Adulto de <i>O. sacchari</i> .....	116
Figura 64. Sintomatología en palma .....	117
Figura 65. Avance de las lesiones en hojas de maíz .....	118
Figura 66. Hojas y frutos secos a causa del avance de la mancha de asfalto .....	118
Figura 67. Huevos del nematodo en el interior de la raíz .....	120
Figura 68. Ciclo de vida del ácaro <i>Brevipalpus sp.</i> .....	121
Figura 69. Hojas de cítricos lesionadas .....	122
Figura 70. Daño en frutos de naranja .....	122
Figura 71. Estadio adulto del trips del melón .....	123
Figura 72. Instares del trips del melón .....	124
Figura 73. Lesiones cloróticas en hojas de naranja .....	126

<b>Figura</b>	<b>Página</b>
Figura 74. Chicharritas transmisoras de la CVC. ....	126
Figura 75. Diagrama de PERT. ....	130
Figura 76. Estado larval (izquierda) y adulto de <i>Amorbia</i> sp. (derecha).....	132
Figura 77. Ciclo de vida de <i>Cryptasasma</i> sp. nr. <i>lugubris</i> . ....	133
Figura 78. Adulto de <i>Histura</i> n. sp.....	135
Figura 79. Nidos y adulto de <i>Holcocera</i> sp.....	136
Figura 80. Adulto de <i>Micrathetis triplex</i> .....	137

## ÍNDICE DE CUADROS

<b>Cuadro</b>	<b>Página</b>
Cuadro 1. Descripción de actividades PERT.....	7
Cuadro 2. Matriz de doble entrada.....	12
Cuadro 3. Área cultivada y producción del cultivo de piña en Guatemala.....	21
Cuadro 4. Clasificación taxonómica de la piña.....	23
Cuadro 5. Fechas de muestreo, tipo de muestreo y plagas a muestrear.....	31
Cuadro 6. Insectos capturados en muestreados nocturno y directo diurno durante..... la época lluviosa (mayo a octubre) en el cultivo de piña variedad..... Cayena Lisa, El Jocotillo, Villa Canales, Guatemala 2014.....	45
Cuadro 7. Determinación preliminar a nivel de laboratorio de los insectos capturados..... en el cultivo de piña variedad Cayena Lisa, laboratorio de..... Diagnóstico Fitosanitario.....	46
Cuadro 8. Determinación preliminar de los géneros de insectos del orden..... Coleóptera capturados durante los muestreos realizados en el cultivo..... de la piña, finca El Gringo, El Jocotillo, Villa Canales 2014.....	47
Cuadro 9. Determinación preliminar de géneros de insectos del orden Diptera..... capturados en el cultivo de la piña, finca El Gringo, El Jocotillo,..... Villa Canales 2014.....	48
Cuadro 10. Determinación preliminar de géneros de insectos de los órdenes Hemíptera..... y Lepidóptera capturados en el cultivo de la piña, finca El Gringo, El..... Jocotillo, Villa Canales 2014.....	48
Cuadro 11. Comparación de insectos reportados por país y autor, en el cultivo de..... la piña finca El Gringo, El Jocotillo, Villa Canales 2014.....	50
Cuadro 12. Insectos asociados al cultivo de la piña, método de captura y ubicación..... en la planta, aldea El Jocotillo, Villa Canales, Guatemala 2014.....	52
Cuadro 13. Descripción cualitativa y cuantitativa de los insectos asociados al cultivo..... de la piña, aldea El Jocotillo, Villa Canales, Guatemala 2014.....	56
Cuadro 14. Categorización de los insectos asociados al cultivo de la piña, El Jocotillo,..... Villa Canales, 2014.....	61
Cuadro 15. Descripción del papel que juegan los insectos asociados al cultivo de la..... piña, durante la época lluviosa, El Jocotillo, Villa Canales, 2014.....	64
Cuadro 16. Descripción de actividades PERT.....	80
Cuadro 17. Listado de las plagas priorizadas por el sistema de vigilancia..... epidemiológica nacional.....	81
Cuadro 18. Descripción de actividades PERT.....	130

ESTUDIO DE LOS INSECTOS ASOCIADOS AL CULTIVO DE LA PIÑA DURANTE LA  
ÉPOCA LLUVIOSA EN LA ALDEA EL JOCOTILLO, VILLA CANALES, GUATEMALA,  
DIAGNÓSTICO Y SERVICIOS REALIZADOS EN EL DEPARTAMENTO DE VIGILANCIA  
EPIDEMIOLÓGICA Y ANÁLISIS DE RIESGO DEL VISAR-MAGA

**RESUMEN**

El documento presenta tres capítulos generales, el diagnóstico del Departamento de Vigilancia Epidemiológica y Análisis de Riesgo de la Dirección de Sanidad Vegetal del Ministerio de Agricultura Ganadería y Alimentación -MAGA-, la investigación sobre el estudio de los insectos asociados al cultivo de piña *Ananas comosus* (L.) Merrill. Variedad Cayena Lisa durante la época lluviosa en la aldea El Jocotillo, Villa Canales Guatemala, C.A. y el tercer capítulo donde se detallan los servicios realizados en el Departamento de Vigilancia Epidemiológica y Análisis de Riesgo, del Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación; los tres capítulos son componentes del Ejercicio Profesional Supervisado de la Facultad de Agronomía de la Universidad de San Carlos de Guatemala, en el período comprendido entre febrero y noviembre del año 2014.

El diagnóstico se realizó en el Departamento de Vigilancia Epidemiológica y Análisis de Riesgo -VISAR-, consistió en la observación y comprensión de las actividades y servicios que se prestan a nivel nacional. Estos servicios generan información sobre la condición fitosanitaria de las plagas en el país para realizar análisis de riesgo y de esta manera proceder a asesorar productores en el control de plagas y eliminar plantas dañadas en algunos casos, a fin de elaborar requisitos de importación y exportación de plantas.

La investigación se realizó en el cultivo de la piña *Ananas comosus* variedad Cayena Lisa en la aldea El Jocotillo, Villa Canales durante la época lluviosa del año 2014, los insectos asociados al cultivo de la piña que se identificaron fueron: la cochinilla *Dysmicoccus brevipes*, el barrenador de la piña *Strymon basilides*, el escarabajo *Phyllophaga ravidata* y *Phyllophaga vetula*, escarabajo de la savia *Carpophilus humeralis*, la mosquita de la fruta *Drosophila melanogaster* y hormigas *Camponotus sp.* y *Pseudomyrmex sp.*



Los servicios que se realizaron en el VISAR-MAGA consistieron en la elaboración de un manual de monitoreo de plagas de importancia económica en el cultivo del aguacate *Persea americana*, el segundo servicio fue en el desarrollo de fichas técnicas para el reconocimiento de las 21 plagas priorizadas por el sistema de vigilancia epidemiológica nacional que incluyeron la siguiente información: Nombre común y científico, importancia de la plaga, distribución mundial, ciclo biológico, daños que provoca, modo de dispersión, y vigilancia epidemiológica.



## **1 CAPITULO I**

Diagnóstico del Departamento de Vigilancia Epidemiológica y Análisis de Riesgo de la  
Dirección de Sanidad Vegetal del Ministerio de Agricultura Ganadería y Alimentación  
VISAR-MAGA-

## 1.1 Presentación

El Ministerio de Agricultura Ganadería y Alimentación realiza distintas funciones que tienen relación con el desarrollo del país en los distintos ámbitos tanto agropecuarios, como políticos en cuanto a ordenamiento territorial entre otros, por los que se ha dividido en viceministerios con un enfoque centrado y que logre realizar cada función en pro del desarrollo del país.

Entre las divisiones se encuentra el Viceministerio de Sanidad Agropecuaria y Regulaciones encargado de prestar servicios de calidad, mediante la utilización de tecnología innovadora a través de la aplicación de normas que faciliten servicios agropecuarios y su intercambio comercial, la dirección de sanidad vegetal se encarga del establecimiento de normativas fitosanitarias, protocolos de importación y exportación, registro de insumos, etc.

La Dirección de Sanidad Vegetal cuenta con el Departamento de Vigilancia Epidemiológica y Análisis de Riesgo donde se maneja información epidemiológica a nivel nacional de las plagas presentes y confirmando la ausencia de otras, para realizar planificaciones de los controles fitosanitarios a los cultivos.

En el VISAR se realizó la observación, diagnóstico y comprensión de las actividades que se realizan y los servicios que presta a nivel nacional, durante el período del Ejercicio Profesional Supervisado que es una etapa en la que se prepara a las y los estudiantes en la aplicación de los conocimientos teórico-prácticos obtenidos durante la fase de aprendizaje en la Facultad de Agronomía de la Universidad de San Carlos de Guatemala, el EPS consta de un tiempo comprendido del mes de febrero a noviembre del año 2014.

## 1.2 Marco teórico

El departamento de Vigilancia Epidemiológica y Análisis de Riesgo de la Dirección de Sanidad Vegetal del Viceministerio de Sanidad Agropecuaria del Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación –MAGA-, lleva a cabo la captura de información epidemiológica a nivel nacional de las plagas presentes y confirmando la ausencia de otras, información que sirve para que los productores puedan planificar los controles fitosanitarios a sus cultivos.

Este departamento ejecuta a través de los epidemiólogos encargados de cada uno de los departamentos a nivel nacional y los laboratorios de diagnóstico (Kilometro 22, Petén y Quetzaltenango), la presencia y comportamiento de las plagas a nivel nacional. A partir de los resultados obtenidos, la información es capturada, procesada y analizada para la elaboración de informes nacionales e internacionales y de esa manera ejecutar acciones que permitan incrementar y proteger las áreas, lugares y sitios libres de plagas, con que cuenta el país.

Las funciones que se cumplen en el departamento de Vigilancia Epidemiológica y Análisis de Riesgo se basan en la Ley de sanidad vegetal y su reglamento:

Cumplir la ley de sanidad vegetal y animal y su reglamento, en el CAPITULO II DEL SISTEMA DE VIGILANCIA EPIDEMIOLOGICA Y DIAGNÓSTICO FITOZOOSANITARIO. El artículo 6. Dentro del sistema de vigilancia epidemiológica y diagnóstico fitozoosanitario se genera, procesa y recopila información técnica para establecer y mantener actualizado el inventario de plagas y enfermedades, su incidencia, prevalencia, dinámica poblacional y distribución geográfica; así como los indicadores y parámetros que fundamentan las medidas técnicas para la prevención y control de daños en la producción agropecuaria del país; y evitar el establecimiento y dispersión de plagas y enfermedades, por medio de la implementación de puestos de cuarentena interna, inspección, muestreo y diagnóstico en campo y laboratorio (VISAR, 2012).

Los siguientes artículos son referidos en la Norma Internacional de Medidas Fitosanitarias, quinta edición (FAO, 2006).

La norma internacional de medidas fitosanitarias número 2 expone:

#### ARTÍCULO V

##### Certificación fitosanitaria

1. Cada parte contratante adoptará disposiciones para la certificación fitosanitaria, con el objetivo de garantizar que las plantas, productos vegetales y otros artículos reglamentados exportados y sus envíos estén conformes con la declaración de certificación que ha de hacerse en cumplimiento del párrafo 2 b) de este Artículo.

Los certificados fitosanitarios o sus equivalentes electrónicos, cuando la parte contratante importadora en cuestión los acepte, deberán redactarse en la forma que se indica en los modelos que se adjuntan en el Anexo a esta Convención. Estos certificados se completarán y emitirán tomando en cuenta las normas internacionales pertinentes.

#### ARTÍCULO VI

##### Plagas reglamentadas

1. Las partes contratantes podrán exigir medidas fitosanitarias para las plagas cuarentenarias y las plagas no cuarentenarias reglamentadas, siempre que tales medidas sean:

(a) no más restrictivas que las medidas aplicadas a las mismas plagas, si están presentes en el territorio de la parte contratante importadora; y

(b) limitadas a lo que es necesario para proteger la sanidad vegetal y/o salvaguardar el uso propuesto y está técnicamente justificado por la parte contratante interesada.

### 1.3 Objetivos

#### 1.3.1 General

Conocer el sistema actual de funcionamiento en el Departamento de Vigilancia Epidemiológica y Análisis de Riesgo del MAGA en la zona 13 del departamento de Guatemala.

#### 1.3.2 Específicos

- A. Conocer el sistema de captura de información epidemiológica de plagas que realiza el VISAR.
  
- B. Conocer los servicios que presta el VISAR.

## 1.4 Metodología

- a) Reconocimiento de la ubicación de la Dirección de Sanidad Vegetal.
- b) Reconocimiento de la ubicación del departamento de vigilancia epidemiológica y análisis de riesgo.
- c) Reconocimiento de las personas que conforman el área de trabajo.
- d) Conocer el organigrama del departamento de vigilancia epidemiológica y análisis de riesgo.
- e) Búsqueda de información de fuentes secundarias.
- f) Realización de entrevistas personales y encuestas para conocimiento de las actividades que realizan.
- g) Comparación de la información obtenida en entrevistas con la información de la fuente secundaria.
- h) Tabular los datos obtenidos de las encuestas.
- i) Analizar los datos tabulados, con el uso de análisis FODA, gráficas etc.
- j) Concluir los resultados.

En el cuadro 1 se describen las actividades a realizar con su respectivo código y los días para su elaboración, la figura 1 hace referencia a la estructura de las actividades en un flujo de pasos que facilitan la observación y dependencia de un paso a otro, además de las rutas críticas en la metodología del diagnóstico.

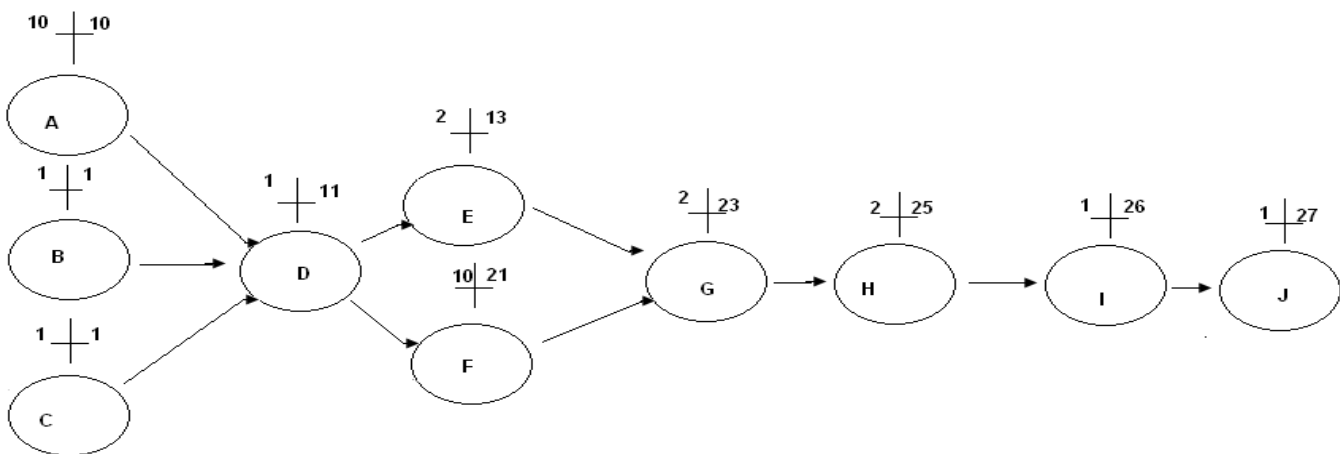


Figura 1. Diagrama de PERT.



Cuadro 1. Descripción de actividades PERT.

No.	ACTIVIDAD	CÓDIGO	DÍAS
1	Reconocimiento de la ubicación de la dirección de Sanidad Vegetal.	A	10
2	Reconocimiento de la ubicación del departamento de vigilancia epidemiológica y análisis de riesgo.	B	1
3	Reconocimiento de las personas que conforman el área de trabajo.	C	1
4	Conocer el organigrama del departamento de vigilancia epidemiológica y análisis de riesgo.	D	1
5	Búsqueda de información de fuentes secundarias.	E	2
6	Realización de entrevistas personales y encuestas para conocimiento de las actividades que realizan.	F	10
7	Comparación de la información obtenida en entrevistas con la información de la fuente secundaria.	G	5
8	Tabular los datos obtenidos de las encuestas.	H	2
9	Analizar los datos tabulados, con el uso de análisis FODA, gráficas etc.	I	1
10	Concluir los resultados.	J	1

## 1.5 Resultados

### 1.5.1 Reconocimiento del área

En el reconocimiento del lugar el MAGA se ubica en la 7A Avenida, Zona 13, Guatemala, detrás del edificio Monja Blanca se encuentra la Dirección de Sanidad Vegetal contando con una entrada de acceso y una salida de emergencia, el departamento de Vigilancia epidemiológica se encuentra en la Dirección de sanidad vegetal, con otros departamentos.

### 1.5.2 Organigrama

Las personas que conforman el área de trabajo son: un jefe del departamento y a nivel nacional se tiene un epidemiólogo encargado por cada departamento, además de un encargado de análisis de riesgo, en la figura 2 se observa el cronograma del departamento de Vigilancia epidemiológica y análisis de riesgo.

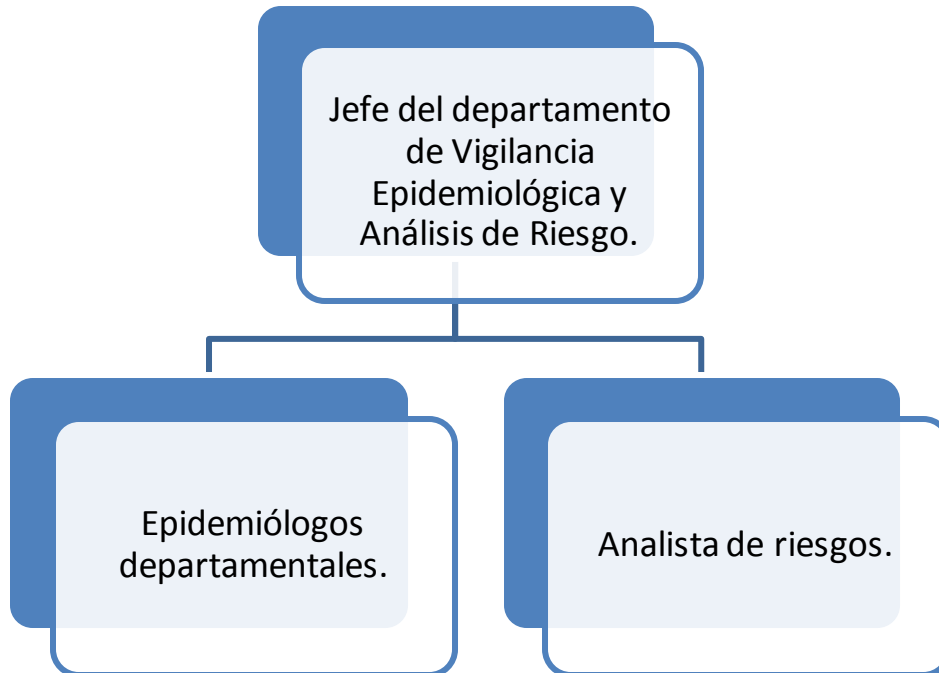


Figura 2. Organigrama del departamento de Vigilancia Epidemiológica y análisis de riesgo.

### 1.5.3 Sistema de captura de información epidemiológica

Cada epidemiólogo departamental realiza: monitoreos, encuestas, trampeos, toma de muestras, dependiendo la situación encontrada en el lugar.

En la visita al lugar llevan unas fichas de inspección semanal que llenan con información del lugar, coordenadas, fecha, cultivo, época fenológica del cultivo, dueño del lugar, etc. Luego de llenar las fichas, las ingresan en una página donde suben la información se encuentra *sites google*.

La página en línea es <https://sites.google.com/site/vigilanciaepidemiologicaquate/home/reportes-mensuales>

donde se reúne la información epidemiológica de los departamentos de Guatemala. Al tener la información en el sistema, se generan mapas (en base a las coordenadas tomadas en las áreas visitadas). Una persona encargada en el MAGA es quien administra la página.

#### 1.5.4 Servicios

Los servicios que presta el departamento de vigilancia epidemiológica y análisis de riesgo son:

- a) Elaborar requisitos de importación.
- b) Elaborar estudios de Análisis de Riesgo Plagas.
- c) Generar información de la condición fitosanitaria de las plagas en el país.
- d) Asesorar a productores en el control de plagas y eliminación de árboles cuando proceda (VISAR, 2012).

#### 1.5.5 Proceso de la información epidemiológica

En la figura 3 se observa el proceso que conlleva la información obtenida a nivel de campo en cada departamento para su utilización en análisis de riesgo para apertura de nuevos mercados.

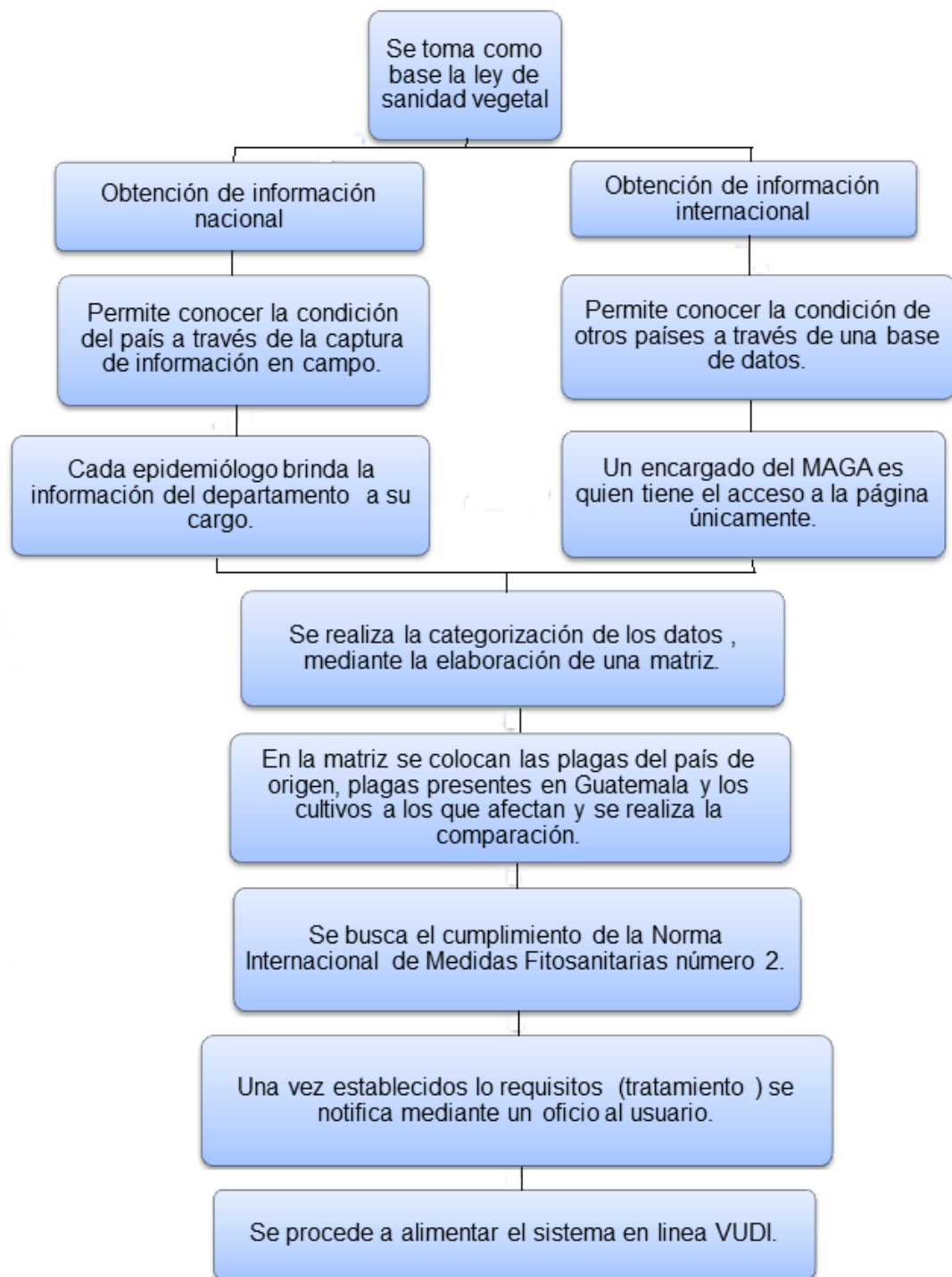


Figura 3. Cronograma del proceso de información epidemiológica.

### 1.5.6 FODA departamento de Vigilancia Epidemiológica y Análisis de Riesgo.

Según la información que se obtuvo del área de trabajo se realizó un análisis para determinar los aspectos internos y externos que se tienen, en la figura 4 se observa el FODA realizado a partir de los datos obtenidos en el departamento de vigilancia epidemiológica.

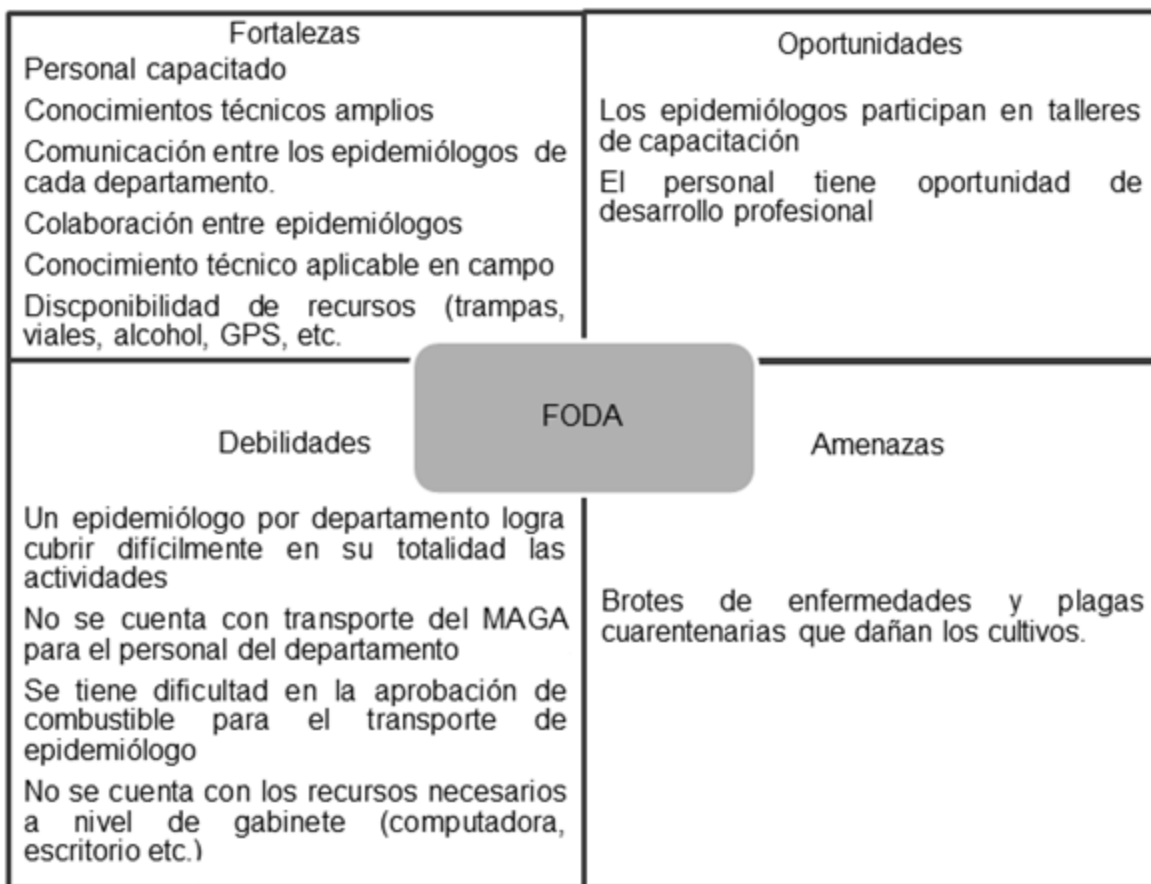


Figura 4. Análisis FODA.

Según las debilidades que se lograron identificar en el área de trabajo se obtuvo que el problema que tiene mayor significancia es la dificultad en la aprobación de combustible y viáticos, en el cuadro 2 se observan los problemas encontrados.

Cuadro 2. Matriz de doble entrada.

<b>Debilidades</b>	Un epidemiólogo por departamento	Falta de vehículo para el transporte	Dificultad en aprobación de combustible	Falta de recursos a nivel de gabinete
Un epidemiólogo por departamento		Falta de vehículo para el transporte	Dificultad en aprobación de combustible	Un epidemiólogo por departamento
Falta de vehículo para el transporte	Falta de vehículo para el transporte		Dificultad en aprobación de combustible	Falta de vehículo para el transporte
Dificultad en aprobación de combustible	Dificultad en aprobación de combustible	Dificultad en aprobación de combustible		Dificultad en aprobación de combustible
Falta de recursos a nivel de gabinete	Un epidemiólogo por departamento	Falta de vehículo para el transporte	Dificultad en aprobación de combustible	

### 1.5.7 Información de fuente secundaria

#### A. Misión

Es el Departamento de la Dirección de Sanidad Vegetal encargado de definir la condición fitosanitaria del país y tener la información necesaria que sirva de base para la elaboración de análisis de riesgo.

#### B. Visión

Ser el Departamento encargado de mantener información actualizada de plagas presentes y ausentes en el país y poder completar las listas de plagas para poder elaborar requisitos de importación de forma técnica y científica, así como análisis de riesgo para la apertura de mercados.

### 1.1.1 Descripción del VISAR.

El Sistema Nacional de Vigilancia Epidemiológica está operado por el Departamento de Vigilancia Epidemiológica y Análisis de Riesgo de la Dirección de Sanidad Vegetal del Viceministerio de Sanidad Agropecuaria del Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación –MAGA-. Este sistema realiza la captura de información epidemiológica a nivel nacional de las plagas presentes y confirmando la ausencia de otras, esto para que los productores estén informados y planifiquen controles fitosanitarios a sus cultivos. Esto se lleva a cabo a través de los epidemiólogos que se encuentran distribuidos en los departamentos a nivel nacional y los laboratorios de diagnóstico (Kilometro 22, Peten y Quetzaltenango), quienes reportan sobre la presencia y comportamiento de las plagas a nivel nacional (VISAR, 2012).

La información obtenida se analiza para la elaboración de informes nacionales e internacionales para orientar la protección de las áreas, lugares y sitios libres de plagas, con que cuenta el país (VISAR, 2012).

La información que se genera a través de la vigilancia es la base para elaborar los listados de plagas para la categorización de las mismas y tener la información técnica y científica para los estudios de Análisis de Riesgo de Plagas y tener requisitos de importación con fundamento científico para justificar y certificar los productos que se exportan (VISAR, 2012).

### 1.1.2 Funciones

Definir el estatus fitosanitario de plagas por zonas geográficas, atendiendo emergencias fitosanitarias.

- a) Procesar, analizar y verificar información sobre vigilancia fitosanitaria, disponiendo con la infraestructura de soporte necesaria.
- b) Vigilar la condición fitosanitaria epidemiológica y ejecutar las medidas fitosanitarias necesarias.
- c) Mantener un sistema de vigilancia de plagas y enfermedades exóticas y endémicas.
- d) Establecimiento de zonas bajo control fitosanitario.
- e) Detección temprana de plagas de importancia cuarentenaria.
- f) Erradicar plagas de importancia cuarentenaria
- g) Declarar lugares, áreas y sitios libres de plagas.
- h) Elaborar análisis de riesgo de plagas
- i) Elaborar requisitos de importación de vegetales, productos y subproductos de origen vegetal (VISAR, 2012).

En la figura 5 se observa el organigrama del Viceministerio de Sanidad Agropecuaria y Regulaciones.



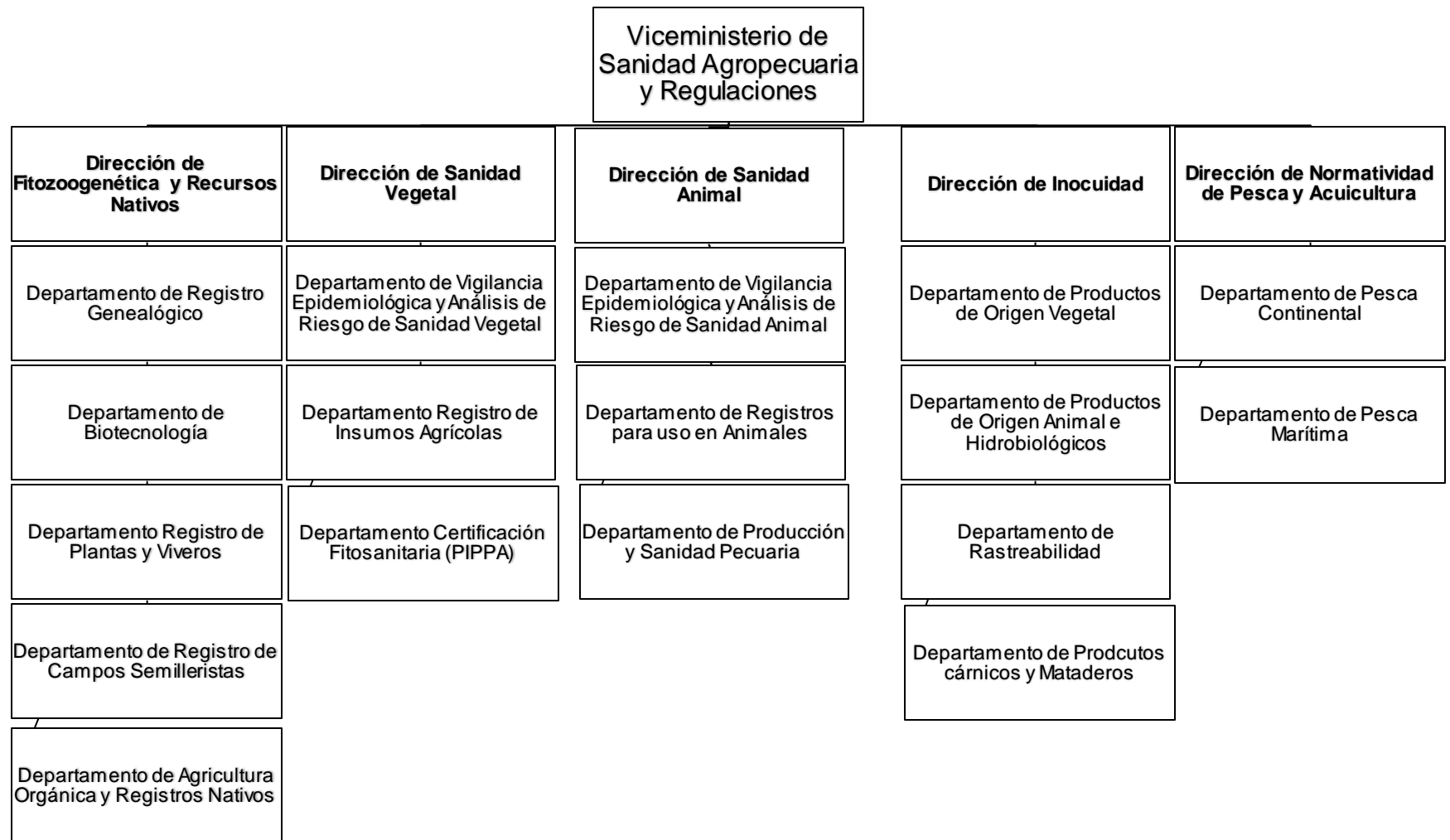


Figura 5. Estructura organizativa del VISAR, MAGA.  
Fuente: (MAGA, 2012).

## 1.6 Conclusiones

- 1.6.1. En base a los datos obtenidos se logró conocer que el sistema de captura de información epidemiológica de plagas que se realiza en el Departamento de Vigilancia Epidemiológica y Análisis de Riesgo, inicia con una planificación de los insectos que se deben monitorear por cada mes de año, a partir de esta información se realizan muestreos en diferentes localidades en cada departamento, se envían al laboratorio cada una de las muestras obtenidas en estos monitoreos, anotando los datos de cada lugar de origen, posteriormente los resultados se ingresan a la página oficial de epidemiología del departamento, reuniendo la información de cada departamento y realizando el análisis de la importancia que dicho insecto representa para la productividad agrícola a nivel nacional.
- 1.6.2. Los servicios que presta el Departamento de Vigilancia Epidemiológica y Análisis de Riesgo a nivel nacional son: la elaboración de requisitos de importación de productos agrícolas, estudios de riesgo de plagas, generar información fitosanitaria de las plagas en el país y en base a la información obtenida, asesorar a productores en el control de plagas y el manejo correspondiente a cada cultivo.

## 1.7 Recomendaciones

- 1.7.1. Gestionar recursos necesarios ante las autoridades del VISAR para la implementación de las actividades que corresponden al Departamento de Vigilancia Epidemiológica y Análisis de Riesgo.
- 1.7.2. Continuar el fomento de capacitaciones y talleres de aprendizaje para los epidemiólogos departamentales, enfocado a la vigilancia epidemiológica y análisis de riesgo.

## 1.8 Bibliografía

1. FAO, IT. 2006. Norma internacional de medidas fitosanitarias # 5 - glosario de términos fitosanitarios. Roma, Italia. 23 p.
2. MAGA (Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación, GT). 2012. Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación (en línea). Guatemala. Consultado 28 feb. 2014. Disponible en <http://web.maga.gob.gt/>
3. VISAR (Viceministerio de Sanidad Agropecuaria y Regulaciones, GT). 2009. Ley de sanidad vegetal y animal y su reglamento. 5 ed. Guatemala, MAGA. 71 p.
4. \_\_\_\_\_. 2012. Viceministerio de Sanidad Agropecuaria y Regulaciones (en línea). Guatemala. Consultado 17 feb. 2014. Disponible en [http://visar.maga.gob.gt/?page\\_id=1031](http://visar.maga.gob.gt/?page_id=1031)

## 2 CAPÍTULO II

ESTUDIO DE LOS INSECTOS ASOCIADOS AL CULTIVO DE PIÑA *Ananas comosus* (L.) Merrill. VARIEDAD CAYENA LISA DURANTE LA ÉPOCA LLUVIOSA EN LA ALDEA EL JOCOTILLO, VILLA CANALES GUATEMALA, C.A.

STUDY OF INSECTS ASSOCIATED WITH PINEAPPLE CROP *Ananas comosus* (L.) Merrill. SMOOTH CAYENNE VARIETY DURING THE RAINY SEASON IN THE VILLAGE EL JOCOTILLO, VILLA CANALES, GUATEMALA, C.A.

## 2.1 Presentación

La piña *Ananas comosus* es una planta cuyo fruto se consume en Guatemala fresco o procesado y que por sus propiedades es utilizado en productos farmacéuticos y para la alimentación animal (Sandoval, 2005).

En la aldea El Jocotillo se cultiva piña; en esta aldea existen las condiciones adecuadas para su producción, se cultivan aproximadamente 800 hectáreas, con un rendimiento de 40-50 TM/ha (Pac, 2005).

La piña variedad Cayena Lisa se encuentra relacionada con diferentes factores, tanto bióticos como abióticos los cuales cumplen distintas funciones en el cultivo, en cuanto a los insectos relacionados: algunos provocan la pérdida de la calidad, el cierre de mercados (presencia de plagas cuarentenarias) y la baja en el rendimiento, así como control biológico natural.

En la finca El Gringo de la aldea El Jocotillo, Villa Canales se realizó un estudio de los insectos asociados a la piña variedad Cayena Lisa durante la época lluviosa, se realizaron muestreos diurnos quincenales en hojas, inflorescencias/frutos, tallos y raíces del cultivo de piña, colocación de trampas pegajosas de colores (amarilla, verde, azul y roja), muestreo nocturno y la determinación preliminar de los insectos en el laboratorio de Diagnóstico Fitosanitario –LDF- del Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación –MAGA- ubicado en el kilómetro 22 carretera al Pacífico.

Los insectos asociados al cultivo de la piña que se identificaron fueron: la cochinilla *Dysmicoccus brevipes*, el barrenador de la piña *Strymon basilides*, el escarabajo *Phyllophaga ravidus* y *Phyllophaga vetula*, escarabajo de la savia *Carpophilus humeralis*, la mosquita de la fruta *Drosophila melanogaster* y hormigas *Camponotus sp.* y *Pseudomyrmex sp.* La investigación fue parte del Ejercicio Profesional Supervisado de la Facultad de Agronomía de la USAC, durante el período comprendido de febrero a noviembre del 2014.

## 2.2 Marco teórico

### 2.2.1 Importancia del cultivo de la piña en Guatemala

Según FAOSTAT (2014) para el año 2000 se reportó que el área cultivada con piña correspondía a 3,640 hectáreas a nivel nacional con una producción de 99,790 toneladas, observándose un comportamiento constante entre los años 2001 a 2002, seguido de un descenso en los años 2003 a 2004, sin embargo se reportaron aumentos de área cultivada desde el 2005 incrementándose a 8,650 hectáreas en el 2012 y la producción alcanzó en ese año las 240,000 toneladas. En el cuadro 3 y figura 6 se muestra el área cosechada de piña del 2000 al 2012.

Cuadro 3. Área cultivada y producción del cultivo de piña en Guatemala.

<b>Años</b>	<b>Área cultivada (ha)</b>	<b>Producción en toneladas</b>
2000	3,640	99,790
2001	3,710	101,287
2002	3,710	102,299
2003	2,380	51,923
2004	2,366	71,785
2005	7,604	197,096
2006	7,604	194,423
2007	8,291	200,404
2008	8,294	200,444
2009	8,385	205,102
2010	8,596	234,286
2011	8,510	234,520
2012	8,650F	240,000F

[ ] = Datos oficiales | F = Estimación FAO

Fuente: Cuadro elaborado a partir de datos en FAOSTAT (FAOSTAT, 2014).

Entre las zonas de producción a nivel nacional se encuentran los departamentos de Izabal con rendimiento promedio de 9 TM/ha, Santa Rosa con rendimiento promedio de 30 TM/ha, Escuintla con rendimiento promedio de 30-40 TM/ha, Retalhuleu con rendimiento de 30-40 TM/ha (Pac, 2005).

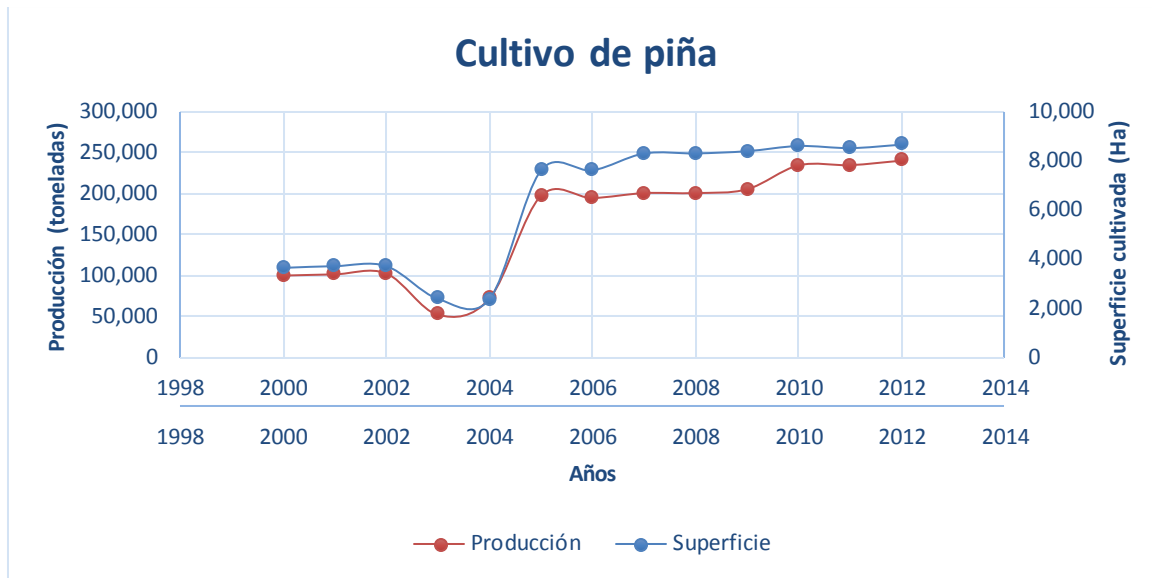


Figura 6. Comportamiento de la superficie cosechada de piña años 2000 al 2012.  
Fuente: FAOSTAT (FAOSTAT, 2014).

### 2.2.2 Variedad Cayena Lisa

La variedad Cayena Lisa también conocida como hawaiana, se caracteriza porque las plantas solo tienen espinas en los bordes de las hojas de acuerdo al proceso de adaptación a la región donde se esté cultivando, a menor precipitación mayor generación de espinas, las hojas son anchas de color verde oscuro. La fruta es cilíndrica grande, el peso promedio oscila entre los dos a cuatro kilogramos, la pulpa varía de color amarillo pálido a amarillo dorado, con poca fibra, muy jugosa y de excelente sabor, posee un alto contenido de azúcares, con 12 grados Brix como mínimo (Paull (1993) citado por Montero y Cerdas (2005)).

### 2.2.3 Clasificación taxonómica de la piña

A la especie piña *Ananas comosus* pertenecen todos los cultivares, variedades e híbridos de uso comercial, debido a que la reproducción sexual tiene complicaciones, para el mejoramiento genético se realiza en un 95% por medio de selección clonal. La piña es una planta herbácea perenne que pertenece a la familia Bromeliaceae (Barradas, 2013), en el cuadro 4 se presenta la clasificación taxonómica de la piña.



Cuadro 4. Clasificación taxonómica de la piña

Reino:	Plantae
División:	Magnoliophyta
Clase:	Liliopsida
Orden:	Bromeliales
Familia:	Bromeliaceae
Género:	<i>Ananas</i>
Especie:	<i>Ananas comosus</i> (L.) Merr.

Fuente: Navichoc, 2003.

#### 2.2.4 Descripción botánica de la piña

La piña es una planta herbácea de un metro de altura promedio, las hojas son duras siendo de 30 a 40 hojas por planta, que crecen alrededor del tallo formando una roseta, es una planta resistente a la pérdida de agua (Barradas, 2013).

##### A. Sistema radicular

La planta de piña posee un sistema radicular superficial, alcanza de 15 a 30 cm de profundidad, muy excepcionalmente alcanza los 60 cm, por tal razón las características del suelo como estructura, aireación y humedad son importantes en el desarrollo de la planta (Barradas, 2013).

##### B. Tallo

El tallo de la planta de piña es una estructura anclada al suelo por el sistema radicular y mide hasta 30 cm de largo, con un ancho de 6.5 cm en la base y 3.5 cm en el centro (Barradas, 2013).

##### C. Hojas

La planta de piña posee hojas con venas paralelas y espinas al borde, compuestas por un polvo blancuzco que las protege de la pérdida de agua. Las hojas tienen forma variable; según su posición en la planta, grado de crecimiento y madurez (Barradas, 2013). En la figura 7 se observa la planta de piña en la fase vegetativa.



Figura 7. Planta de piña en fase vegetativa.

#### D. Inflorescencia

La inflorescencia de la piña inicia en el ápice del tallo de forma cónica, las flores son de color lavanda, se abren primero las de la base y a los 20 días después todas las flores se abren, la inflorescencia de la piña produce de 100 a 200 flores (Barradas, 2013).

#### E. Fruto

El fruto de la piña es compuesto por un racimo de frutículos individuales llamado baya, que se aloja sobre un pedúnculo de 100 a 150 milímetros de largo. Su peso alcanza hasta cuatro kilogramos en piñas grandes, pero comercialmente es preferible la piña de tamaño mediano, unos dos kilogramos promedio. El fruto se desarrolla a los 12 meses después de la siembra (Barradas, 2013). En la figura 8 se observa la planta de piña en la fase de fructificación.



Figura 8. Planta de piña en fase de fructificación.

### 2.2.5 Requerimientos climáticos y edáficos de la piña

Las altitudes favorables para el desarrollo del cultivo de piña van desde los 100 hasta 600 msnm y experiencias en Guatemala han demostrado que se puede cultivar desde el nivel del mar. Las temperaturas óptimas para su desarrollo son de 25 a 27 °C, aunque se desarrolla a temperaturas que oscilan entre 20 y 30 °C. Para que exista un crecimiento adecuado del cultivo se requiere durante la época lluviosa precipitaciones entre 1,500 y 2,000 milímetros de lluvia anual, realizando prácticas de drenaje para evitar encharcamientos (OIRSA, 2009).

Durante la época seca, para garantizar un crecimiento normal del cultivo, utilizar riego complementario para no detener el desarrollo del cultivo. Los suelos que presentan condiciones adecuadas para el cultivo de piña son los de texturas livianas y bien drenados. La acidez (pH) debe estar entre 4.5 y 6.0 con niveles muy bajos de elementos tóxicos como el aluminio (OIRSA, 2009).

La piña es una planta que requiere una alta luminosidad, entre 10,000 – 25,000 watts/m<sup>2</sup>, ésta es necesaria en sus procesos fisiológicos ya que al existir limitaciones se producen frutas opacas y poco atractivas; en cambio, una luminosidad óptima favorece la producción de frutas brillantes y atractivas a la vista de los consumidores (Barradas, 2013).

### 2.2.6 Época de siembra

La siembra de la piña se inicia con las primeras lluvias de la temporada y se prolonga hasta septiembre. Si se establece un sistema de riego se realizan siembras escalonadas para obtener producción durante el año (Pac, 2005).

### 2.2.7 Cosecha de la piña

La inducción floral se realiza a los 11 meses después de la siembra de la plántula, la cosecha de la piña se realiza manualmente a los 160 días después de la inducción floral, durante este periodo se inspecciona el desarrollo, tamaño y grado de madurez de la fruta (OIRSA, 2009).

### 2.2.8 Plagas insectiles que afectan el cultivo de piña

En Costa Rica las plagas que afectan las plantaciones de piña son la cochinilla harinosa: *Dysmicoccus brevipes*, cochinilla harinosa gris *Dysmicoccus neobrevipes*, picudo *Metamasius dimidiatipennis*, la tecla o barrenador de la piña *Strymon basilides*, gusano soldado *Elaphria nucicolora* (Rodríguez y García, 2012) (Vargas, 2011).

En Coatepeque (Quetzaltenango, Guatemala) se reportan como plagas en el cultivo de piña chinches o cochinillas harinosas *Pseudococcus sp.*, gallina ciega *Phyllophaga sp.*, Gusano alambre *Agriotes sp.*, Trips *Thrips sp.*, Pulgón *Aphis sp.* (Pac, 2005).

En Panamá las plagas de mayor importancia económica en el cultivo de piña son cochinilla harinosa *Dysmicoccus brevipes*, cochinilla harinosa cola larga *Pseudococcus longispinus*, hormiga de fuego *Solenopsis geminata* hormiga cabezona *Pheidole megacephala* hormiga argentina *Iridomyrmex humilis*, gallina ciega *Phyllophaga menetriesi*, gusano barrenador de la piña *Strymon basilides*, picudo *Metamasius dimidiatipennis*, gusano soldado *Elaphria nucicolora* (OIRSA, 2009) .

### 2.2.9 Descripción de los insectos plaga que afectan el cultivo de la piña

#### A. Cochinilla (Homoptera)

Las especies de cochinillas que afectan el cultivo de piña son: Cochinilla Harinosa Gris *Dysmicoccus neobrevipes*, cochinilla harinosa cola larga *Pseudococcus longispinus*. La cochinilla harinosa se considera la plaga más importante en el cultivo de piña; son pequeños insectos blancos que se localizan en las axilas de las hojas inferiores de la planta, las raíces y en el fruto (Dominguez, 1990).

Se alimentan al succionar la savia de las plantas, transmiten el virus de la marchitez de la piña conocido como "Wilt", cuyos síntomas presentan una coloración amarillo-rojiza, un secamiento del ápice hacia la base de la hoja y un enrollamiento en el borde de las hojas más afectadas, las cochinillas mantienen una relación simbiótica con las hormigas (OIRSA, 2009). La presencia de la cochinilla afecta en la exportación ya que la fruta es descartada por aspectos cuarentenarios en los países de destino (Vargas, 2011).

a. Ciclo de vida

Las hembras poseen tres estadios ninfales, con una duración 10, 6.7 y 7.9 días, respectivamente. Los machos presentan dos estadios ninfales, una etapa prepupal y de pupa que dura 9.9, 5.8, 2.5 y 3.7 días, respectivamente. El desarrollo desde el primer instar a adulto dura cerca de 24 días en ambos sexos. Las hembras adultas viven durante 17 a 49 días, mientras que los machos adultos viven durante uno a tres días. La proporción de sexos es de 1: 1 (Cabi, 2014).

La etapa de dispersión principal de la cochinilla *Dysmicoccus brevipes* es el primer estadio que se mueve activamente sobre la planta por un corto período de tiempo. Los primeros estadios se pueden dispersar por el viento y los animales. Todas las etapas de la vida se pueden dispersar en distancias más largas en el comercio de los envíos de material vegetal y fruta (Cabi, 2014).

La estrecha asociación entre las cochinillas *Dismicoccus brevipes* y las hormigas *Pheidole megacephala* y otros géneros en la piña son mutuamente dependientes ya que las hormigas ofrecen protección contra la depredación, el parasitismo, la desecación y las condiciones climáticas adversas. Las hormigas también eliminan la melaza excretada por las cochinillas, evitando así su acumulación y el potencial de crecimiento de fumagina, los cuales pueden ser perjudiciales para las cochinillas, las hormigas trasladan las cochinillas a nuevas plantas huésped, ya que extienden su territorio (Cabi, 2014).

B. Gallina ciega

a. Coleoptera: Scarabaeidae: *Phyllophaga menetriesi* (Blanchard 1850)

La gallina ciega también conocida como "gusano blanco", ataca las raíces de las plantas provocando un amarillamiento progresivo hasta causarle la muerte (OIRSA, 2009).

Las hembras depositan los huevos en el suelo de 5 a 15 cm de profundidad, en grupos de 10 a 20 huevos, las larvas del tercer estadio ocasionan mayores daños a las raíces de la piña (Castañeda, 2003).

b. Coleoptera: Scarabaeidae: *Phyllophaga ravid*a (Blanchard 1850)

La gallina ciega *Phyllophaga ravid*a habita en casi todos los tipos de vegetación originales y modificados, establecidos entre los 150 y 2,100 msnm. Los adultos están activos entre mayo y agosto, pueden aparearse durante la tarde (14:30 a 16:00hrs) y durante la noche se alimentan con el follaje de diversos árboles y arbustos de los géneros *Quercus* (Fagaceae), *Guazuma* (Sterculiaceae), *Senecio* (Compositae), *Eritrina* y *Acacia* (Leguminosae).

Con frecuencia son atraídos por la luz, sus larvas se desarrollan en el suelo consumiendo raíces de distintas plantas, en especial gramíneas y pueden ser abundantes en parcelas cultivadas. La abundancia estacional de esta especie indica que se encuentra mayormente durante el inicio de las lluvias (Marín y Rafael, 2008).

c. Coleoptera: Scarabaeidae: *Phyllophaga vetula* (Horn 1887)

La gallina ciega *Phyllophaga vetula* habita en pinares, encinares, matorrales, pastizales naturales e inducidos, jardines, terrenos de cultivo y malezas, establecidos entre los 800 y 2,400 msnm. Los adultos son atraídos por la luz; entre abril y julio, se alimentan con follaje de *Quercus sp.* (Fagaceae), *Senecio sanguisorbae* (Compositae), *Rhus sp.* y *Crataegus sp.* (Rosaceae) y *Alnus sp.* (Betulaceae), entre muchos otros árboles, arbustos y herbáceas.

El estado larvario se desarrolla en el suelo alimentándose sobre todo de raíces de gramíneas, su incidencia coincide con el establecimiento de las lluvias (Marín y Rafael, 2008).

C. Gusano barrenador de la Piña (Lepidoptera)

El gusano barrenador de la piña Lepidoptera: Lycaenidae: *Strymon basilides* (Geyer 1837) = *Tecla basilides* (Geyer) también llamado tecla, la hembra adulta es de color gris azulado con dos pequeñas manchas negras en las alas, oviposita en las pequeñas flores que salen en la primera etapa de formación del fruto. Cuando los huevecillos eclosionan, las larvas de color rosado penetran por el canal estilar y con su alimentación producen daño en

forma de galería en la parte externa de la pulpa del fruto, aunque el fruto continúa su desarrollo, éste es deforme y pierde su valor comercial y puede provocar el ingreso de bacterias y hongos (Álvarez, 2014).

El barrenador de la piña desarrolla su ciclo de vida a una temperatura de 25 a 27 °C, el adulto vive de cinco a siete días, la hembra adulta oviposita huevos de color blanco en forma individual por fruta recién emergida, en las brácteas florales, o en la base de la fruta, en ocasiones puede ovipositar 10 huevos por fruta. El huevo eclosiona a los ocho días. La larva al emerger posee setas que le dan una apariencia áspera; los primeros instares son blanco crema, los últimos son rosado; en el último instar, la larva regresa a la superficie del fruto para transformarse en pupa sobre las hojas de los retoños situados bajo el fruto o en el suelo, la fase larvaria dura 20 días; la pupa tarda de 10 días de la cual emerge el adulto (García, 2007).

#### 2.2.10 Muestreo de plagas

Los muestreos son una herramienta para determinar características cuantificables de la población de una plaga o enfermedad dentro del cultivo, con la finalidad de definir la necesidad de alguna medida de control (Rodríguez y García, 2012).

##### A. Sistemático

El método sistemático consiste en caminar sobre una ruta establecida en el tiempo a través del campo, a distancias específicas para la toma de muestras. La ventaja es que ahorra tiempo y se toman muestras a distancias específicas, y se puede hacer máximo uso de un número fijo de muestras. Se selecciona una línea de trayecto y la distancia total se divide entre el número de muestras. La forma del trayecto puede ser variable, desde formas en zig-zag, "W" o "X" (Rodríguez y García, 2012).

Rodríguez y García (2012) mencionan que los muestreos en el cultivo de piña se calendarizan, ya que de esta forma se evalúan las plagas que afectan el cultivo. Se realizan muestreos dirigidos a la planta (en desarrollo: las raíces y planta, en floración/fructificación: inflorescencia y fruto). Se inician los muestreos 45 días después del

establecimiento de la plantación, durante el desarrollo de la planta se realizan muestreos en raíces y hojas, durante el desarrollo de la fruta se enfocan los muestreos a ésta ya que los insectos que provocan daños pueden dañar completamente el fruto.

a. Muestreo de plagas de raíz

El muestreo de plagas de raíz permite determinar la presencia de plagas en el área cercana a las raíces y evaluar la calidad y cantidad de raíces que presenta la plantación.

Se realiza la extracción completa de la planta y se hace una determinación subjetiva de la calidad del sistema radical por su largo y volumen, se observan las raíces y hojas secas de la base del tallo. Las plagas principales en el desarrollo de la planta son: Cochinilla harinosa, sinfílidos y caracol. El número de frutas a muestrear en el interior es de 0.5 a 1% del total de plantas del marco de muestra (Rodríguez y García, 2012).

b. Muestreo de plagas en fruta

El muestreo de plagas en fruta se realiza una búsqueda exhaustiva de insectos (larvas, ninfas y adultos) entre la unión de las hojas con el pedúnculo. Se observa en la base del fruto, de ser posible realizar un muestreo en los “ojos” de la piña para observar posible presencia de insectos. El número de frutas para muestrear en su interior es del 0.1% del total de plantas del marco de muestra (Rodríguez y García, 2012).

En el cuadro 5 se observan las fechas de muestreo dirigidos a plagas y enfermedades que afectan durante el desarrollo de la piña.



Cuadro 5. Fechas de muestreo, tipo de muestreo y plagas a muestrear.

Edad Días	Etapa	Muestreo	Dirigido
45	DP	Muestreo plagas de raíz y enfermedades	Sinfilidos, caracoles, picudos, nemátodos. <i>Phytophthora parasitica, Fusarium, Erwinia caratovora,</i>
90	DP	Muestreo plagas de raíz y enfermedades	
120	DP	Muestreo plagas de raíz y enfermedades	
50	DF	Muestreo de plagas en fruta	Tecla, gusano soldado, <i>Phytophthora solanacearum, Thelaviopsis.</i>
60	DF	Muestreo de plagas en fruta	
70	DF	Muestreo de plagas en fruta y enfermedades	
80	DF	Muestreo de plagas en fruta	
90	DF	Muestreo de plagas en fruta	
110	DF	Muestreo de plagas en fruta y enfermedades	
*DP: Desarrollo de plantación, DF: Desarrollo de fruta.			

Fuente: Rodríguez y García, 2012.

### 2.2.11 Términos fitosanitarios

Los siguientes términos son referidos en la Norma Internacional de Medidas Fitosanitarias número 5, Glosario de Términos Fitosanitarios (FAO, 2006).

#### A. "Plaga

Cualquier especie, raza o biotipo vegetal o animal o agente patógeno dañino para las plantas o productos vegetales.

#### B. Diagnóstico de plaga

Proceso de detección e identificación de una plaga".

### 2.2.12 Definiciones de daño

Según Kogan (1979) citado en publicación del CATIE (1979), las definiciones de daño y de plagas se dividen en nueve categorías que a continuación se definen:

#### A. Daño de planta

Perjuicio ocasionado a la planta causado por insectos directa o indirectamente que puede resultar en la pérdida o no de la cosecha.

#### B. Estatus de plaga

Se encuentran tres categorías que dependen en su mayoría en la cantidad de la pérdida de la cosecha que los insectos causan y el costo para evitarlas, estas corresponden a plagas claves, plagas ocasionales y plagas potenciales.

#### C. Plagas claves

Son los insectos que son plagas de ocurrencia permanente, persistente y severa, estas especies dominan las prácticas de control químico.

#### D. Plagas potenciales

Aquellos insectos que no causan pérdida significativa en la cosecha bajo condiciones normales, pero que podrían superar los niveles de daño económico debido a las perturbaciones provocadas por plaguicidas químicos, dirigidos contra las plagas claves u ocasionales. Las sustancias químicas pueden causar la muerte masiva de agentes de control biológico que mantenían las poblaciones de las plagas potenciales por debajo de los niveles suficientes para causar pérdidas en la cosecha.

#### E. Plagas ocasionales

Son los insectos que fluctúan en el estatus de plaga en tiempo y espacio; mediante control biológico y cultural las especies se mantienen bajo los niveles de daño.

#### F. Plagas indirectas

Plagas insectiles que afectan partes de la planta que no corresponden a la producción comercial.

#### G. Plagas directas

Plagas insectiles que afectan las partes de la planta que constituyen la producción comercial.

#### H. Plagas objetivo

Insectos plaga considerados aisladamente para el muestreo o tratamiento, a menudo coincide con la plaga clave.

### 2.2.13 Clasificación de la plagas

Según Andrews y Quezada (1989), clasifican las plagas de acuerdo a la naturaleza del daño que causan en cuatro categorías que se describen a continuación.

#### A. Plagas primarias

Son aquellas que inician el daño, o sea que atacan tejido sano.

#### B. Plagas secundarias

Son las que entran y se alimentan de tejidos ya dañados; en este caso, una plaga primaria o algún otro factor (daño mecánico) deben iniciar el daño antes de que una plaga secundaria inicie su ataque.

#### C. Plagas que ocasionan daño mecánico

Corresponde a las plagas que mastican o raspan los tejidos de las plantas.

#### D. Plagas que ocasionan daño fisiológico

Son las que causan daño inyectando toxinas salivarias o de otro modo interrumpiendo procesos fisiológicos de las plantas.

## 2.3 Marco referencial

### 2.3.1 Aldea El Jocotillo

La aldea El Jocotillo se encuentra en el municipio de Villa Canales, zona de producción agrícola debido a que es un lugar adecuado para el desarrollo de la piña, ubicada en los paralelos 14° 21`21.64” latitud norte y a 90° 30`14.17” latitud Oeste, dentro de una zona de vida de Bosque Húmedo Subtropical Templado (BH-S (t)), caracterizándose principalmente por su temperatura de 20 a 25° C, la precipitación media anual entre 1,100 a 1,300 mm de mayo a noviembre. Los suelos tienen una topografía de relieve ondulado a accidentado y escarpado la altitud es de 1,100 msnm (Martínez y López (2000) citado por Sandoval 2005).

#### A. Geología

De acuerdo con el Mapa Geológico de la República de Guatemala No. 10, la aldea El Jocotillo se encuentra en una región Qp (Metamórficas y Cuaternario), rellenos y cubiertas gruesas de cenizas, pómez de origen diverso (MAGA (2000) citado por Sandoval 2005).

#### B. Fisiografía

De acuerdo con el Mapa Fisiográfico-Geomorfológico de la República de Guatemala No. 9, la aldea El Jocotillo se encuentra en un relleno Piroclásico al Este de la ciudad de Guatemala (MAGA (2000) citado por Sandoval 2005).

#### C. Suelos

De acuerdo con el Mapa de Clasificación de Suelos, primera aproximación de la República de Guatemala No. 6, la aldea El Jocotillo se encuentra en una región Bb, son suelos profundos sobre materiales volcánicos mixtos, fertilidad natural alta, drenaje moderado, de relieve fuertemente ondulado y textura franco arcillosa ) MAGA (2000) citado por Sandoval 2005).

En la figura 9 se observa la ubicación de la aldea El Jocotillo en el mapa de Guatemala, área donde se realizó la investigación sobre los insectos asociados al cultivo de la piña.

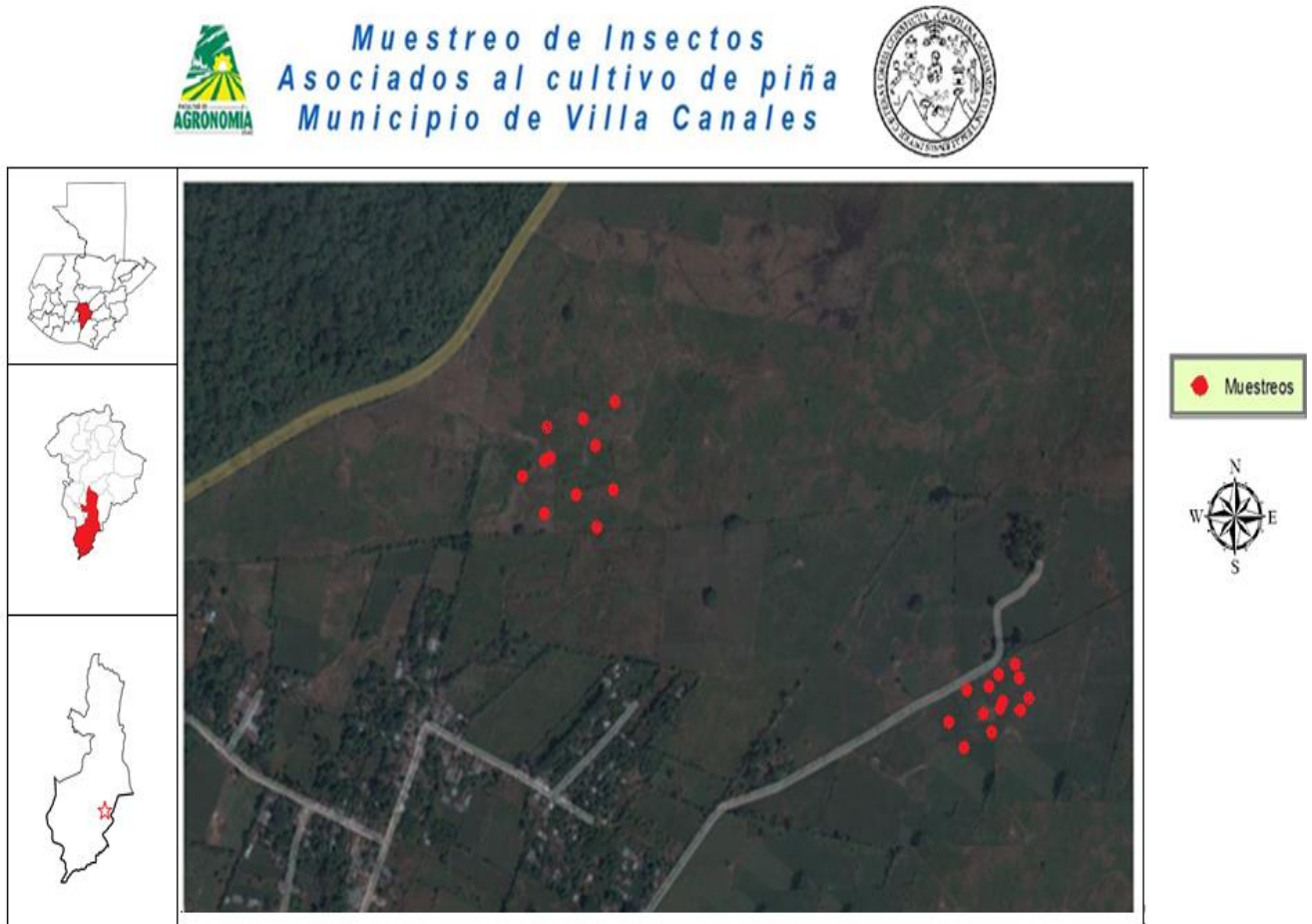


Figura 9. Ubicación de la aldea El Jocotillo.  
Elaborado a partir de Google Maps. 2014. Escala: S/E

## 2.4 Objetivos

### 2.4.1 General

Identificar los insectos asociados al cultivo de la piña *Ananas comosus* (L.) Merrill. Variedad Cayena Lisa, aldea El Jocotillo, Villa Canales durante la época lluviosa del 2014.

### 2.4.2 Específicos

- A. Enumerar los principales géneros o especies de insectos asociados al cultivo de la piña en los meses de mayo a octubre del 2014.
- B. Determinar el insecto que se encontró con mayor frecuencia en el cultivo de piña en los meses de mayo a octubre del 2014.

## 2.5 Metodología

### 2.5.1 Recursos

Finca con cultivo de piña (El Gringo), recurso económico, GPS, fichas técnicas, frascos de vidrio de 50 ml, bolsas plásticas, navaja, trampas pegajosas de colores (amarilla, roja, azul y verde), estacas, rafia, papel mantequilla, alcohol al 70%, hielera y guantes.

### 2.5.2 Selección del área de investigación

Se seleccionó una finca con facilidad de ingreso y movilización para los muestreos, en la que se tuvo colaboración por parte del propietario para realizar la investigación.

### 2.5.3 Información del área de investigación

Luego de la selección del área se procedió a ingresar a la plantación y recorrerla, se geo-referenció utilizando un GPS, para obtener datos de altitud, latitud y longitud.

Para obtener la información del área de investigación se utilizó la ficha técnica para muestreos en el cultivo de piña que se utiliza en el Departamento de Vigilancia Epidemiológica y Análisis de Riesgo del Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación –MAGA- (Anexo 10.1 Formulario de exploración, muestreo y envío de muestras al laboratorio para diagnóstico), en este formulario se describen los siguientes datos: variedad, edad del cultivo, estado fenológico, síntomas en la planta, presencia de plagas y fase de la plaga.

#### Tamaño de muestra

El tamaño de la población fue de 27,500 plantas en el área de investigación, para calcular el tamaño de la muestra se utilizó la fórmula siguiente:

$$n = \text{Tamaño de muestra: } n = \frac{N}{N(d)^2 + 1}$$

Dónde:

n = Tamaño de muestra

d= Error de muestreo (usando un error de muestreo del 10%)

N = Población total

$$n = \frac{27,500}{27,500(0.10)^2 + 1} = 100 \text{ plantas}$$

Para distribuir las 100 plantas a muestrear, se establecieron cinco puntos aleatorios y tres puntos fijos de muestreo en los que se dividieron las plantas que fueron muestreadas.

#### 2.5.4 Localización espacial de las muestras

Para la localización espacial de las muestras se tomaron cinco puntos de muestreo a distancia de 25 m entre cada uno, el número de plantas de la unidad muestral fue de cinco. Además de tres puntos fijos de 25 plantas cada uno, los puntos fijos fueron delimitados buscando la representatividad del área de muestreo. La localización de los puntos en los cuales se realizó el muestreo se estableció con el procedimiento siguiente:

##### a. Localización espacial de los puntos aleatorios

Para la localización espacial de los puntos aleatorios se inició el caminamiento dentro de la plantación, se midieron distancias de 25 m entre cada punto aleatorio. Se procedió a geo-referenciar cada punto de muestreo para llevar un registro de la localización. Al ubicarse en cada punto se seleccionaron cinco plantas para muestrear y se repitió el proceso hasta cubrir los cinco puntos de muestreo.

##### b. Localización de los puntos fijos

Para la localización de los puntos fijos se realizó el caminamiento y se seleccionaron tres puntos dentro del área de investigación. Se procedió a geo-referenciar cada punto de muestreo para llevar un registro de la localización. Luego se delimitaron colocando estacas en cada esquina de la cuadrícula de 5\*5 plantas, siendo de 25 plantas/punto.



En la figura 10 se observa la distribución de los puntos aleatorios y fijos dentro del área de investigación.

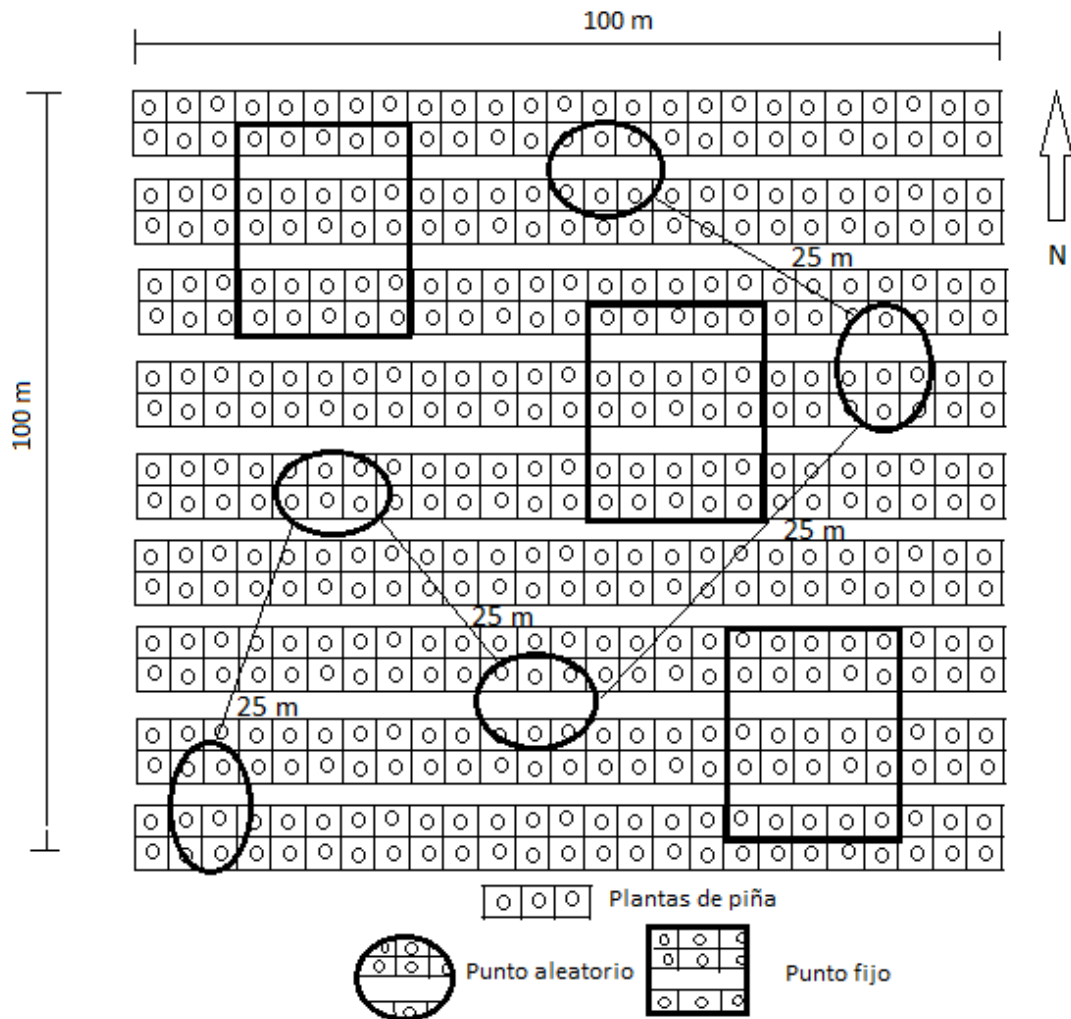


Figura 10. Croquis de la localización espacial de los puntos de muestreo.

### 2.5.5 Frecuencia de muestreo

Los muestreos se realizaron a cada quince días, iniciando desde mayo hasta octubre del 2014 (correspondiente a la época lluviosa).

### 2.5.6 Colocación de trampas pegajosas

En cada muestreo quincenal se colocaron, cuatro trampas pegajosas de color (azul, verde, roja y amarilla), elaboradas de un nylon calibre 400, cubierto por ambas caras de

pegamento repelente al agua y sin sustancias tóxicas. Las dimensiones fueron 0.5 x 0.5 m, sujeta con rafia negra de 0.6 m de longitud en cada esquina.

Para colocar las trampas en la periferia del área de investigación se utilizaron dos estacas para sostenerlas a una altura de un metro. Las trampas se colectaron y revisaron cada 15 días, se utilizó una hoja de papel mantequilla en cada lado para evitar que la trampa se pegara a cualquier superficie y de esta forma conservar los insectos adheridos a la misma. Posteriormente se introdujeron dentro de una bolsa plástica, luego dentro de una hielera para su almacenamiento y transporte.

#### 2.5.7 Muestreo de insectos de raíz en puntos fijos y aleatorios

En los puntos aleatorios se extrajeron dos plantas al azar en cada muestreo quincenal mediante la extracción completa de la planta, se utilizó una pala para facilitar el proceso, al arrancar las plantas se observaron las raíces, hojas secas de la base del tallo, y el suelo del lugar de la extracción, esto para detectar la presencia de insectos. En los puntos fijos se excavó cerca de las raíces a una profundidad de 10 cm y se observó la presencia de insectos en la raíz (Rodríguez y García, 2012).

#### 2.5.8 Muestreo de insectos en inflorescencia/fruto en puntos fijos y aleatorios

Para obtener los insectos presentes en la inflorescencia y fruto, en los puntos aleatorios se observó la base del fruto, los “ojos” de la piña y se cortaron dos frutos con el uso de una navaja. En los puntos fijos, se observó la base del fruto, los “ojos” de la piña y hojas de la corona (Rodríguez y García, 2012).

#### 2.5.9 Muestreo de insectos en hojas/tallo en puntos fijos y aleatorios

Se realizó la búsqueda de insectos en las hojas bajas, intermedias y apicales, se transportaron los insectos colectados en frascos con alcohol al 70%.

#### 2.5.10 Muestreo nocturno de insectos

Para realizar el muestreo nocturno se utilizó una trampa de luz para la captura de insectos.

Iniciando cada muestreo a las 18:00 horas. Se colocaron dos estacas a una altura de 1.5 m a las que se les ató un nylon blanco extendido, luego se colocó frente al nylon una trampa blanca pegajosa, (para que los insectos quedarán pegados) posteriormente se colocó con una rafia, la lámpara de luces LED de batería recargable con capacidad de duración de cinco horas de 60 Hz. La lámpara fue colocada en medio del nylon y la trampa pegajosa; en la parte inferior se colocó un recipiente de cinco galones de capacidad con agua y jabón para que los insectos al impactar cayeran dentro del mismo. Al día siguiente se realizó la colecta de insectos atrapados.

#### 2.5.11 Toma de muestras para laboratorio

En la toma de muestras para laboratorio (hojas/tallo, raíces e inflorescencia/fruto), el tejido vegetal con presencia de insectos se cortó y colocó en bolsas plásticas transparentes de 4 kilogramos o en frascos con alcohol al 70%, cuando se colectó insectos se introdujeron dentro de un frasco de vidrio de 50 ml con alcohol al 70%. Los insectos inmaduros (encontrados en el suelo o en la planta), se colectaron y colocaron dentro de un frasco de vidrio de 50 ml, sin alcohol y se identificó el frasco.

Se colocó la ficha de muestreo, luego se verificó que el empaque se encontrara sellado para evitar el escape de insectos. Se colocaron las muestras dentro de una hielera para preservarlas en buenas condiciones. Las muestras se llevaron al laboratorio al día siguiente de cada muestreo para la identificación de los insectos capturados, esto se realizó en el Laboratorio de Diagnostico Fitosanitario (LDF) del –MAGA- ubicado en el kilómetro 22, carretera al Pacífico.

#### 2.5.12 Preparación de insectos inmaduros

Antes del ingreso al laboratorio de los insectos inmaduros, se realizó la preservación de éstos. Se calentó agua a punto de ebullición retirándola del fuego e introduciendo posteriormente las larvas por cinco minutos hasta que se enfrió el agua, más tarde se sacaron y pasaron a un frasco con alcohol al 70% (Medina, 1977).

### 2.5.13 Identificación de insectos

La identificación preliminar de los insectos se realizó en el Laboratorio de Diagnóstico Fitosanitario (LDF) –MAGA- ubicado en el Kilómetro 22, Carretera al Pacífico. Los lineamientos que se utilizan en dicho laboratorio se describen en el anexo 10.2.

#### A. Recepción de muestras de tejido vegetal e insectos

Se ingresaron las muestras vegetales, insectiles y trampas pegajosas de colores al laboratorio, con su correspondiente ficha técnica.

#### B. Retiro de los insectos de las trampas con pegamento

Para retirar los insectos de las trampas, se empleó un solvente que está compuesto de destilados de petróleo (fracción tratada con hidrógeno), tripropilenglicol-metil-éter y mezcla de extractos cítricos.

C. Se aplicaron unas gotas del solvente sobre los insectos, transcurridos cinco minutos de la aplicación, se procedió a retirarlos de las trampas; se utilizaron agujas aplanadas a modo de espátulas. Los insectos fueron colocados en una caja de petrí con el solvente por un lapso de 30 minutos. Posteriormente se realizó un conteo de los insectos que se encontraron adheridos en las mismas con el uso de un estereoscopio (Korytkowski, 2011).

### 2.5.14 Montaje de especímenes (Cochinillas y escamas)

Para el montaje de cochinillas y escamas se realizó el siguiente método propuesto por Watson y Chandler (2000). Éste se describe en el anexo 10.3.

Para preparar los especímenes, se inició el proceso al calentarlos en alcohol etílico al 80% a 70 °C durante cinco minutos para endurecer la cutícula y quitar algo de cera, se perforaron en la parte dorsal y se transfirieron a KOH al 10%. Se colocaron los especímenes en KOH al 10% caliente (80 °C) por varias horas hasta que el cuerpo estuvo translúcido.

Se colocó cada insecto aplanado dorso-ventralmente y se enjuagaron los insectos en agua destilada por cinco minutos. Se añadió de una a dos gotas de Fucsina ácida, y dos gotas de ácido acético glacial para neutralizar el KOH y teñirlos durante una hora. Posteriormente se realizó la diferenciación de la tintura, se enjuagó el exceso de tintura con alcohol etílico al 95% en esta fase inició la deshidratación de los insectos. Una vez que éstos perdían suficiente color, se detuvo el proceso removiendo el alcohol etílico.

Para eliminar la cera de los ejemplares, se desengrasaron en carbolxylene durante tres minutos. Luego se enjuagaron en alcohol etílico al 95%. Para el aclarado se realizó colocando los especímenes en aceite de clavo por 10 minutos, se transfirieron de uno a tres especímenes a una pequeña gota de aceite de clavo en cada portaobjetos, acomodándolos cuidadosamente y extrayendo el exceso de aceite con la esquina de un papel absorbente.

#### 2.5.15 Identificación preliminar de insectos en laboratorio

Para la identificación de los insectos, éstos se colocaron en cajas de petrí con alcohol al 70%, se utilizaron agujas de disección para manipular y observarlos con el uso del estereoscopio; y de esta forma guiarse con la clave taxonómica correspondiente; identificando desde el orden, familia, género o hasta especie.

#### 2.5.16 Categorización de insectos

Después de haber reconocido los insectos asociados al cultivo se procedió a categorizar a los insectos, en comparación con información de otros autores de diversos países.

#### 2.5.17 Análisis de la información

Con base en referencias de plagas del cultivo de piña de otros países, se comparó la información obtenida de géneros y/o especies de insectos muestreados en el área de investigación. Para ordenar la clasificación taxonómica de cada insecto, para el ordenamiento de las cantidades de insectos obtenidos muestreados, y graficó el comportamiento de las cantidades en el tiempo, se utilizó el programa de computación Excel.

## 2.6 Resultados y discusión

### 2.6.1 Muestreo y captura de insectos en el cultivo de la piña

En los muestreos diurnos se capturaron 12 géneros de insectos directamente de las plantas de piña, en los muestreos nocturnos se capturaron 11 géneros de insectos que fueron atraídos a la trampa de luz y que quedaron adheridos a la trampa, al impactar contra la trampa cayeron dentro del recipiente con agua y jabón.

En los muestreos utilizando trampas pegajosas de colores, se capturaron diferentes insectos, en la trampa amarilla se capturaron 23 géneros; en la trampa verde se capturaron 29 géneros; en la trampa azul una especie y en la trampa roja se capturaron 14 géneros, los insectos capturados que eran muy diminutos en ocasiones no se lograron despegar completamente de las trampas, siendo imposible su identificación. Se obtuvieron géneros repetidos en cada tipo de muestreo, de los diferentes tipos de muestreos.

Los muestreos diurnos y las trampas de colores (roja, amarilla, azul y verde) se iniciaron desde el mes de mayo quincenalmente, mientras que se realizaron seis muestreos nocturnos desde agosto a octubre por la disponibilidad de tiempo. En cuanto a la trampa azul, se capturaron insectos del orden Diptera que se encontraron en mal estado por lo que la identificación no se llevó a cabo. En el cuadro 6 se listan los géneros y/o especies de los insectos capturados mediante los muestreos directos diurnos, nocturnos y con trampas de colores (roja, amarilla, azul y verde).

Cuadro 6. Insectos capturados en muestreados nocturno y directo diurno durante la época lluviosa (mayo a octubre) en el cultivo de piña variedad Cayena Lisa. El Jocotillo, Villa Canales, Guatemala 2014.

Insectos	Diurno	Nocturno	Trampa amarilla	Trampa azul	Trampa verde	Trampa roja
<i>Acrosticta sp.</i>			x			
<i>Diabrotica sp.</i>			x			
<i>Acalymma sp.</i>			x		x	
<i>Acanthocheila sp.</i>			x		x	x
<i>Anomala viridula</i>					x	x
<i>Apion sp.</i>			x		x	
<i>Axion plagiatum</i>			x		x	
<i>Brachiacantha sp.</i>					x	
<i>Conotelus sp.</i>					x	
<i>Cycloneda munda</i>			x		x	
<i>Deloyala sp.</i>					x	x
<i>Diabrotica sp.</i>					x	
<i>Draeculacephala sp.</i>			x		x	
<i>Dysonicha sp.</i>			x		x	
<i>Euxesta sp.</i>			x		x	x
<i>Haptoncus luteous</i>			x		x	x
<i>Oncometopia sp.</i>			x		x	x
<i>Pachybrachis sp.</i>			x		x	
<i>Phera sp.</i>			x		x	
<i>Plecia sp.</i>					x	x
<i>Strabala sp.</i>					x	
<i>Strongylocassis sp.</i>					x	
<i>Ptilodactyla sp.</i>			x			x
<i>Sivobia sp.</i>			x		x	x
<i>Aspidiotus sp.</i>	X					
<i>Camponotus sp.</i>	X		x		x	
<i>Dysmicoccus brevipes</i>	X					
<i>Helicoverpa sp.</i>	X					
<i>Phyllophaga ravida</i>	X					
<i>Pseudomyrmex sp.</i>	X		x		x	x
<i>Spodoptera sp.</i>	X					
<i>Strymon basilides</i>	X					
<i>Acanthoscelides sp.</i>		x			x	
<i>Carpophilus humeralis</i>	X	x	x	x	x	x
<i>Chrysina sp.</i>		x				
<i>Copris sp.</i>		x				
<i>Cotinis sp.</i>		x				
<i>Drosophila melanogaster</i>	X	x	x		x	x
<i>Heteroderes sp.</i>	X	x	x		x	x
<i>Omophoita sp.</i>		x	x			
<i>Phyllophaga vetula</i>	X	x			x	
<i>Pyrgotella sp.</i>		x				
<i>Stelidota sp.</i>		x	x		x	x

## 2.6.2 Clasificación de los insectos capturados por órdenes

En el cuadro 7 se listan los insectos que se obtuvieron durante el muestreo, se listan 40 géneros encontrados, agrupados en órdenes y familias.

Cuadro 7. Determinación preliminar a nivel de laboratorio de los insectos capturados en el cultivo de piña variedad Cayena Lisa, laboratorio de Diagnóstico Fitosanitario VISAR- MAGA kilómetro 22.

Órdenes	Familias	Géneros	Especies
Diptera	Bibionidae	<i>Plecia</i>	
	Drosophilidae	<i>Drosophila</i>	<i>Drosophila melanogaster</i>
	Otitidae	<i>Acrosticta</i>	
		<i>Euxesta</i>	
Pyrogotidae	<i>Pyrgotella</i>		
Coleoptera	Curculionidae	<i>Apion</i>	
	Bruchidae	<i>Acanthoscelides</i>	
	Chrysomelidae	<i>Acalymma</i>	
		<i>Axion</i>	<i>Axion plagiatum</i>
		<i>Cycloneda</i>	<i>Cycloneda munda</i>
		<i>Deloyala</i>	
		<i>Diabrotica</i>	
		<i>Dysonicha</i>	
		<i>Omophoita</i>	
		<i>Pachybrachis</i>	
	<i>Strabala</i>		
	<i>Strongylocassis</i>		
	Coccinellidae	<i>Brachiacantha</i>	
	Elateridae	<i>Heteroderes</i>	
	Nitidulidae	<i>Carpophilus</i>	<i>Carpophilus humeralis</i>
		<i>Haptoncus</i>	<i>Haptoncus luteous</i>
		<i>Stelidota</i>	
	Ptilodactylidae	<i>Ptilodactyla</i>	
	Scarabaeidae	<i>Anomala</i>	<i>Anomala viridula</i>
		<i>Chrysina</i>	
<i>Copris</i>			
<i>Cotinis</i>			
<i>Phyllophaga</i>		<i>Phyllophaga ravidula; Phyllophaga vetula</i>	
Homoptera	Cicadellidae	<i>Draeculacephala</i>	
		<i>Oncometopia</i>	
		<i>Phera</i>	
		<i>Sivobia</i>	
	Diaspididae	<i>Aspidiotus</i>	
	Pseudococcidae	<i>Dysmicoccus</i>	<i>Dysmicoccus brevipes</i>
Tingidae	<i>Acanthocheila</i>		
Hymenoptera	Formicidae	<i>Camponotus</i>	
		<i>Pseudomyrmex</i>	
Lepidoptera	Lycaenidae	<i>Strymon</i>	<i>Strymon basilides</i>
	Noctuidae	<i>Heliothis</i>	
		<i>Spodoptera</i>	



### 2.6.3 Insectos capturados en el cultivo de la piña

Durante los muestreos se colocaron trampas de colores que fueron atrayentes de insectos de diferente órdenes, entre los insectos se mencionan los siguientes que se desarrollan en malezas, matorrales, pastos, granos y otras plantas que se encuentran en el agroecosistema de la piña esto debido a su vida libre, búsqueda de alimento o ya sea buscando pareja para copular. En los cuadros 8, 9 y 10 se listan los insectos capturados en el cultivo de la piña.

Cuadro 8. Determinación preliminar de los géneros de insectos del orden Coleóptera capturados durante los muestreos realizados en el cultivo de la piña, finca El Gringo, El Jocotillo, Villa Canales 2014.

Género	Muestreo/ trampa	Hábitat	Hábito alimenticio	Diagnóstico preliminar
<i>Apion</i>	Amarilla, verde	Pastos	Flores y polen	Laboratorio de Diagnóstico Fitosanitario VISAR –MAGA- Kilómetro 22
<i>Acanthoscelides</i>	Directo, verde	Leguminosas	Granos post cosecha	
<i>Acalymma</i>	verde, amarilla	Cucúrbitas, malezas	Hojas y flores	
<i>Axion</i>	verde, amarilla	Cítricos, ornamentales	Hojas y flores	
<i>Cycloneda</i>	Amarilla, verde	Cucúrbitas, leguminosas	Hojas y flores	
<i>Deloyala</i>	Verde, Roja	Convolvuláceas	Hojas	
<i>Diabrotica</i>	Verde, amarilla	Hortalizas, pastos, malezas	Raíces, hojas y polen	
<i>Dysonicha</i>	verde, amarilla	Frijol	Hojas	
<i>Omophoita</i>	Nocturno, amarilla	Frijol, polífago	Hojas	
<i>Pachybrachis</i>	verde, amarilla	Garbanzo	Hojas	
<i>Strabala</i>	Verde	Pastos, arroz	Hojas	
<i>Strongylocassis</i>	Verde	Malezas	Hojas	
<i>Brachiacantha</i>	Verde	Malezas, bosques caducifolios	Depredador cochinillas	
<i>Heteroderes</i>	Amarilla, roja, verde, directo, nocturno	Frutales, caña, maíz, arroz	Fitófago nocturno	
<i>Haptoncus</i>	Amarilla, verde, roja	Frutas, malezas	Saprófito	
<i>Stelidota</i>	Amarilla, verde, roja, nocturno	Fresa	Frutos maduros	
<i>Ptilodactyla</i>	Amarilla, roja	Malezas	Flores y hojas	
<i>Anomala</i>	Roja, verde	Rosas, pastos	Hojas y raíces	
<i>Chrysina</i>	Nocturno	Pinos, robles, pastos	Saprófito	
<i>Copris</i>	Nocturno	Sistemas agrícolas	Coprófago	
<i>Cotinis</i>	Nocturno	Pastos, suelo, estiércol	Coprófago, frutas maduras	
<i>Conotelus</i>	Verde	Rosas, cítricos	Flores	

Cuadro 9. Determinación preliminar de géneros de insectos del orden Diptera capturados en el cultivo de la piña, finca El Gringo, El Jocotillo, Villa Canales 2014.

Género	Muestreo/ trampa	Hábitat	Hábito alimenticio	Diagnóstico preliminar
<i>Plecia</i>	Roja y verde	Pastos y hierbas cercanas a la carretera	Saprófito	Laboratorio de Diagnóstico Fitosanitario VISAR –MAGA Kilómetro 22
<i>Acrosticta</i>	Amarilla	Granos	Saprófito	
<i>Euxesta</i>	Amarilla	Granos	Saprófito	
<i>Pyrgotella</i>	Nocturno	Parasitoide	Ovipositan en adultos de <i>Phyllophaga</i>	

Cuadro 10. Determinación preliminar de géneros de insectos de los órdenes Hemíptera y Lepidóptera capturados en el cultivo de la piña, finca El Gringo, El Jocotillo, Villa Canales 2014.

Género	Muestreo/ trampa	Hábitat	Hábito alimenticio	Diagnóstico preliminar
<i>Draeculacephala</i>	Amarilla, verde	Pastos	Hojas	Laboratorio de Diagnóstico Fitosanitario VISAR –MAGA- Kilómetro 22
<i>Oncometopia</i>	Amarilla, verde, roja	Cítricos	Hojas, nervaduras	
<i>Phera</i>	Amarilla, verde	Hortalizas, papa	Hojas	
<i>Sivobia</i>	Amarilla, verde, roja	Café, malezas, pasto	Hojas	
<i>Aspidiotus</i>	Directo	Ornamentales, banano, aguacate	Polífaga, hojas	
<i>Acanthocheila</i>	Amarilla, verde, roja	Malezas	Hojas	
<i>Heliothis</i>	Directo	Maíz, tomate, soya	Brotes, granos	
<i>Spodoptera</i>	Directo	Maíz	Brotes, mazorcas	

#### 2.6.4 Comparación de los insectos asociados al cultivo de la piña.

##### a. La cochinilla *Dysmicoccus brevipes*

Se alimenta del follaje de la piña fue reportada en Costa Rica por Rodríguez y García (2012) y Vargas en (2011), en Panamá por OIRSA (2009) y en El Jocotillo, Villa Canales, durante los muestreos fue encontrada *Dysmicoccus brevipes* en el área de investigación.

b. Las hormigas *Solenopsis geminata*, *Iridomyrmex humilis* y *Pheidole megacephala* Fueron reportadas en asociación con las cochinillas en Costa Rica por OIRSA (2009). En el área de investigación se encontraron los géneros de hormigas *Pseudomyrmex sp.* y *Camponotus sp.* Estos insectos se encontraron asociados en relación simbiótica con las cochinillas.

c. La gallina ciega *Phyllophaga menetriesi*

En estado larvario se alimenta de las raíces de la piña fue reportada en Costa Rica por OIRSA (2009), *Phyllophaga sp.* en Coatepeque, Guatemala reportada por Pac (2005), además de ser reportada por Zamora (1999) en Villa Canales, Guatemala. Los insectos encontrados en las raíces del cultivo de la planta de piña fueron: la gallina ciega *Phyllophaga sp.*, *Phyllophaga vetula* y *Phyllophaga ravida*.

d. La palomilla *Strymon basilides*

Fue reportada en Panamá por OIRSA (2009) y en Costa Rica por Vargas (2011) y Rodríguez y García (2012) fue encontrada en estado adulto, volando sobre las inflorescencias y frutos en formación, el estado larvario fue encontrado dentro de los frutos, éste se identificó hasta género.

e. Escarabajo *Carpophilus humeralis* y mosquita de la fruta *Drosophila melanogaster*

Los insectos que se alimentan de los frutos de piña luego de la madurez fisiológica capturados en el área de investigación fueron: *Carpophilus humeralis*, y *Drosophila melanogaster*, no reportados por los autores anteriores debido a que no representan un daño durante la producción y cosecha de la piña, sin embargo una especie del género *Carpophilus* se reporta como el escarabajo de la piña (Myers, 2004).

f. La mosquita de la fruta *Drosophila melanogaster* se reporta en la piña como un insecto que se alimenta del vinagre producido por las frutas en descomposición (Waterworth, sf.).

En el cuadro 11 se muestran los insectos reportados en el cultivo de la piña por otros autores en diferentes países, comparados con los insectos capturados en el área de investigación y posteriormente identificados preliminarmente en el laboratorio.

Cuadro 11. Comparación de insectos reportados por país y autor, en el cultivo de la piña finca El Gringo, El Jocotillo, Villa Canales 2014.

<b>Resultados, 2014 El Jocotillo Villa Canales</b>	<b>Rodríguez y García, 2012 y Vargas, 2011 Costa Rica</b>	<b>OIRSA, 2009 Panamá</b>	<b>Pac, 2005 Coatepeque, Guatemala</b>	<b>Zamora, 1999 El Jocotillo Villa Canales</b>
<i>Dysmicoccus brevipes.</i>	<i>Dysmicoccus brevipes</i>	<i>Dysmicoccus neobrevipes</i>	<i>Pseudococcus sp.</i>	<i>Dysmicoccus brevipes</i>
<i>Phyllophaga vetula</i>	<i>Dysmicoccus neobrevipes</i>	<i>Pseudococcus longispinus</i>	<i>Phyllophaga sp.</i>	<i>Nesyostrimon celida celida</i>
<i>Phyllophaga ravida</i>	<i>Metamasius dimidiatipennis</i>	<i>Solenopsis geminata</i>	<i>Melolontha sp.</i>	<i>Phyllophaga sp.</i>
<i>Strymon basilides</i>	<i>Strymon basilides</i>	<i>Iridomyrmex humilis</i>	<i>Agriotes sp.</i>	
<i>Carpophilus humeralis</i>	<i>Elaphria nucicolora</i>	<i>Pheidole megacephala</i>	<i>Trips sp.</i>	
<i>Drosophila melanogaster</i>		<i>Phyllophaga menetriesi</i>	<i>Aphis sp.</i>	
<i>Pseudomyrmex sp.</i>		<i>Strymon basilides</i>		
<i>Camponotus sp.</i>		<i>Metamasius dimidiatipennis</i>		
		<i>Elaphria nucicolora</i>		

#### 2.6.5 Insectos asociados al cultivo de la piña.

##### a. La tecla Lepidoptera: Lycaenidae: *Strymon basilides*

Se encontró mediante muestreos directos en la inflorescencia y frutos en desarrollo de la planta durante la época lluviosa.

##### b. La Cochinilla Homoptera: Pseudococcidae: *Dysmicoccus brevipes*

Se encontró mediante muestreos directos en hojas bajas, hijos de piña y frutos durante la época lluviosa.

##### c. Las hormigas Hymenoptera: Formicidae: *Camponotus sp.*

Se encontraron mediante muestreos directos, nocturnos, trampa amarilla y verde. En los muestreos directos las hormigas se capturaron en hojas de las plantas de piña.

d. Las hormigas Hymenoptera: Formicidae: *Pseudomyrmex sp.*

Se capturaron mediante muestreos directos en hojas de la planta de piña, además de muestreos nocturnos, trampas verdes y rojas.

e. La gallina ciega Coleoptera: Scarabaeidae: *Phyllophaga ravida* y *Phyllophaga vetula*

Se capturaron adultos de la especie *Phyllophaga ravida* mediante muestreo directo en raíces de las plantas de piña durante la época lluviosa. La segunda especie *Phyllophaga vetula* se capturó en estado larvario mediante muestreo directo en las raíces de las plantas y en estado adulto durante muestreo nocturno y trampas verdes.

f. El escarabajo de la savia Coleoptera: Nitidulidae: *Carpophilus humeralis*

Fue encontrado en frutos en descomposición mediante muestreo directo, en muestreo nocturno y las trampas azul, verde, roja y amarilla.

g. La mosquita de la fruta Diptera: Drosophilidae: *Drosophila melanogaster*

Fue observada en frutos en descomposición y capturada mediante trampas rojas, amarillas y verdes.

En el cuadro 12 se listan los insectos capturados en el cultivo de la piña, el método de muestreo en que se encontraron, la parte de la planta y la época del año en que se realizó la captura de los mismos.

Cuadro 12. Insectos asociados al cultivo de la piña, método de captura y ubicación en la planta, aldea El Jocotillo, Villa Canales, Guatemala 2014.

Nombre común	Género o especie	Muestreo/ Trampa	Parte de la planta	Época
Tecla	<i>Strymon basilides</i>	Directo	Inflorescencia y frutos	Lluviosa
Cochinilla	<i>Dysmicoccus brevipes</i>	Directo	Hojas bajas, hijos y frutos	Lluviosa
Hormiga	<i>Camponotus sp.</i>	Directo, nocturno, amarilla, verde	Hojas	Lluviosa
Hormiga	<i>Pseudomyrmex sp.</i>	Directo, nocturno, verde, roja	Hojas	Lluviosa
Gallina ciega	<i>Phyllophaga ravidia</i>	Directo	Raíces	Lluviosa
Gallina ciega	<i>Phyllophaga vetula</i>	Directo, nocturno, verde	Raíces	Lluviosa
Escarabajo de la savia	<i>Carpophilus humeralis</i>	Directo, Nocturno, verde, roja, azul, amarilla	Frutos en descomposición	Lluviosa
Mosquita de la fruta	<i>Drosophila melanogaster</i>	Roja, amarilla, verde	Frutos en descomposición	Lluviosa

#### 2.6.6 Descripción de los insectos asociados al cultivo de la piña.

- a. Escarabajo de la savia (Coleoptera: Nitidulidae): *Carpophilus humeralis* (Fabricius 1758)

La especie *Carpophilus humeralis* fue encontrada en estado adulto en todos los muestreos, lo cuales iniciaron desde mayo a octubre (época lluviosa) las cantidades mensuales oscilaron mes a mes encontrando las mayores cantidades en los meses de junio y septiembre. Este insecto se desarrolla en condiciones con humedad relativa mayor al 40% y temperatura promedio de 27 °C. La humedad relativa se mantuvo en intervalos de 71 a 83% convenientes para el desarrollo adecuado del insecto. Las altas temperaturas y humedades favorecen el desarrollo del insecto, por lo que al estar la temperatura entre 20 y 21 °C en los meses de mayo a octubre, la incidencia de los insectos tuvo una tendencia similar en los meses de lluvia, en el mes de junio cuando la

precipitación aumentó a 388 mm y en septiembre 300 mm, la incidencia aumentó. Esto debido a que en relación con el cultivo, los frutos que no fueron colectados durante la cosecha tendieron a llegar al proceso de maduración y descomposición, este insecto se encontró en todos los muestreos siendo el que tuvo mayor frecuencia en los muestreos con trampas de colores, luz atrayente y directamente. El promedio mensual de insectos muestreados fue de 60 escarabajos de la savia (Cabi, 2014).

- b. Hormigas (Hymenoptera: Formicidae): *Pseudomyrmex* sp. (Lund 1831);  
*Camponotus* sp. (Mayr 1861)

La especie *Camponotus* sp. Se encontró en estado adulto en trampas de colores y atraídos con las trampas de luz en mayo, la mayor cantidad fue en septiembre y octubre. El promedio mensual de la hormiga *Camponotus* sp. fue de 12 insectos. La especie *Pseudomyrmex* sp. fue encontrada en estado adulto, en mayo, julio, septiembre y octubre, el insecto fue capturado directamente, con trampas de colores y trampa de luz, el promedio mensual fue de 11 insectos.

- c. Mosquita de la fruta (Diptera: Drosophilidae): *Drosophila melanogaster* (Meigen 1830)

La especie *Drosophila melanogaster* se encontró en estado adulto los meses de mayo, septiembre y octubre, se capturaron en las trampas de color, la mosquita se desarrolla en los frutos en descomposición, la razón por la que en estos meses se encontró con mayor incidencia fue porque después de la cosecha los productores descartan el producto dañado por la tecla y dejan los frutos tirados en la plantación (lugar donde cargan el producto para su venta). El promedio mensual de adultos de la mosquita de la fruta fue de 44 insectos. Esto representa las condiciones ideales para la mosca de la fruta que se reproduce en los frutos y al ser atraída por la luz de la trampa nocturna.

- d. Barrenador de la piña (Lepidoptera: Lycaenidae): *Strymon basilides*

Fue encontrada en estado larvario y adulto en los meses de septiembre y octubre ya que la plantación estaba en época de floración, estos insectos se transportan de una plantación a otra dentro de la aldea ya que los productores establecen el cultivo por

escalas, esto implica que mientras un productor tiene un cultivo en establecimiento, otro tiene su cultivo en fructificación, en consecuencia siempre existe la presencia de *Strymon basilides* en la aldea y este insecto es atraído de una plantación a otra por el polen y néctar de las inflorescencias de la piña, el promedio mensual del barrenador de la piña fue de 4 insectos. La dificultad en la captura del barrenador de la piña en estado adulto fue porque durante los muestreos nocturnos, usualmente llovía y esto dificultaba la salida de los insectos, debido a esto la captura fue directa con el uso de redes entomológicas.

Aunque el barrenador de la piña no se encontró en todos los muestreos, se logró determinar que el daño que este insecto ocasiona al fruto es significativo, ya que afecta la cosecha, los productores pierden el 5% de la cosecha debido al daño que provoca el insecto en estado larvario (Zamora, 1999).

e. Cochinilla Homoptera: Pseudococcidae: *Dysmicoccus brevipes*

Fue encontrada en estado adulto y ninfal en los meses desde junio a octubre siendo la mayor cantidad en octubre, la incidencia según las condiciones ambientales no cambió significativamente, ya que la precipitación aumentó en junio y se redujo en julio aumentando posteriormente en los siguientes meses. El promedio mensual de cochinilla fue de 32 insectos.

f. Gallina ciega (Coleoptera: Scarabaeidae):

Especies diagnosticadas:

*Phyllophaga ravidia*

*Phyllophaga vetula* (Horn 1887)

La primera especie *Phyllophaga ravidia* se encontró en estado larvario en raíces de las plantas de la piña, correspondiente al mes de mayo, siendo la cantidad de cuatro insectos, el promedio mensual de esta especie fue de 4 insectos. La segunda especie *Phyllophaga vetula* fue encontrada en estado adulto en julio en las trampas de luz atrayente, sin embargo solo en este mes se encontró, la dificultad durante los muestreos



nocturnos fue que la lluvia evitaba que los insectos salieran atraídos por la luz. El promedio mensual de esta especie fue de 5 insectos.

En la comparación de la frecuencia de los insectos asociados a la piña se denota que en mayo la mayor frecuencia fue para *Camponotus sp.*, posteriormente en los meses de junio a octubre la mayor frecuencia fue del escarabajo de la savia *Carpophilus humeralis*, observándose un incremento en la frecuencia mes a mes.

Los ocho insectos asociados al cultivo de la piña se describen en el cuadro 13, la descripción cualitativa, estado de desarrollo, mes en que se capturó cada especie y en la descripción cuantitativa, la cantidad mensual obtenida en los muestreos, en la figura 11 se observa la frecuencia de los insectos asociados al cultivo de la piña.

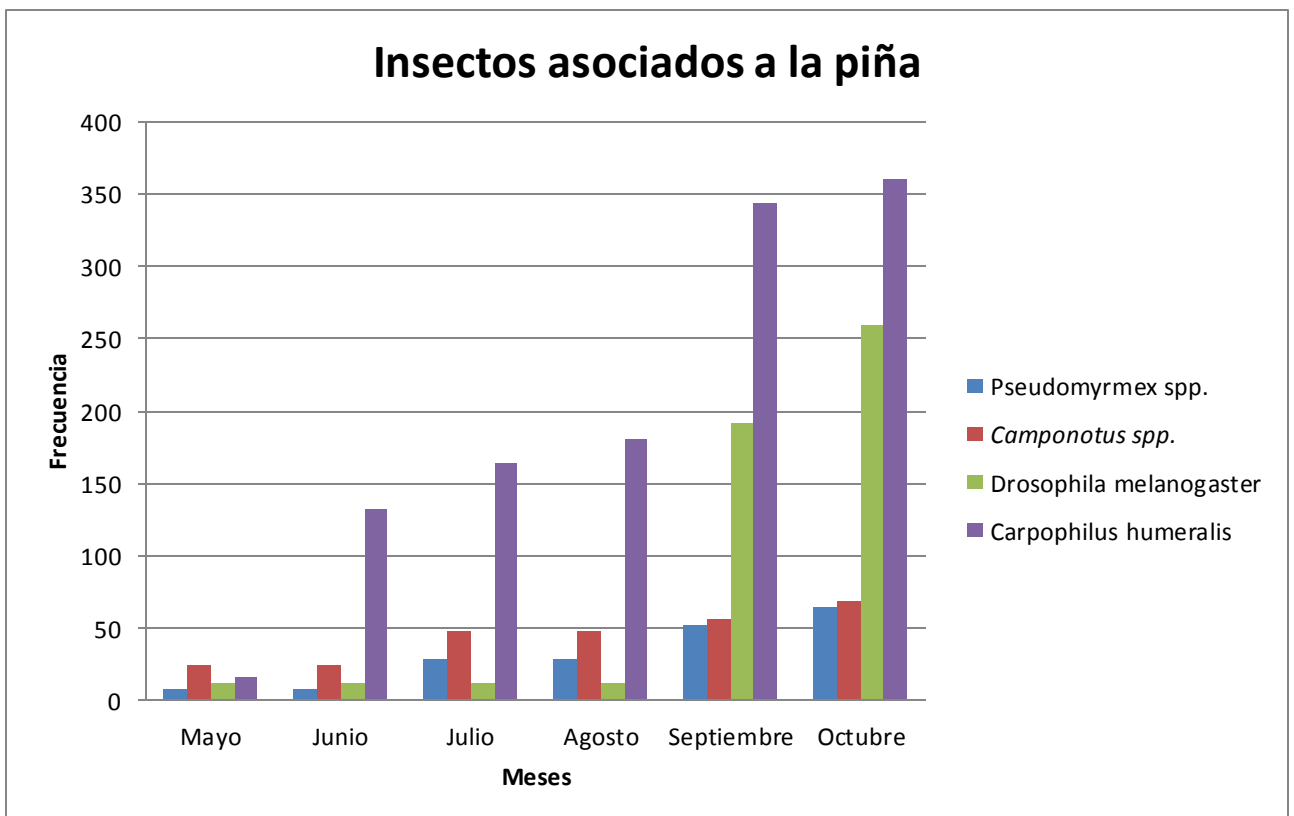


Figura 11. Frecuencia en la época lluviosa de los insectos capturados en el cultivo de la piña.

Cuadro 13. Descripción cualitativa y cuantitativa de los insectos asociados al cultivo de la piña, aldea El Jocotillo, Villa Canales, Guatemala 2014.

Insecto	Descripción			
	Cualitativa		Cuantitativa	
	Estado de desarrollo	Mes en que apareció	Cantidad mensual	*Frecuencia
<i>Carpophilus humeralis</i>	Adulto	Mayo	16	16
		Junio	116	132
		Julio	32	164
		Agosto	16	180
		Septiembre	164	344
		Octubre	16	360
<i>Phyllophaga ravidia</i>	Larva	Mayo	4	4
		Junio	0	4
		Julio	0	4
		Agosto	0	4
		Septiembre	0	4
		Octubre	0	4
<i>Camponotus sp.</i>	Adulto	Mayo	24	24
		Junio	0	24
		Julio	24	48
		Agosto	0	48
		Septiembre	8	56
		Octubre	12	68
<i>Drosophila melanogaster</i>	Adulto	Mayo	12	12
		Junio	0	12
		Julio	0	12
		Agosto	0	12
		Septiembre	180	192
		Octubre	68	260
<i>Pseudomyrmex sp.</i>	Adulto	Mayo	8	8
		Junio	0	8
		Julio	20	28
		Agosto	0	28
		Septiembre	24	52
		Octubre	12	64
<i>Dysmicoccus brevipis</i>	Adulto	Mayo	0	0
		Junio	28	28
		Julio	36	64
		Agosto	32	96
		Septiembre	36	132
		Octubre	60	192
<i>Strymon basilides</i>	Adulto/Larva	Mayo	0	0
		Junio	0	0
		Julio	0	0
		Agosto	0	0
		Septiembre	12	12
		Octubre	10	22
<i>Phyllophaga vetula</i>	Adulto	Mayo	0	0
		Junio	0	0
		Julio	28	28
		Agosto	0	28
		Septiembre	0	28
		Octubre	0	28

\*La frecuencia es la cantidad acumulada de insectos capturados en los muestreos.

Los insectos asociados a la piña durante la época lluviosa son las cochinillas *Dysmicoccus brevipes* que presentó aumento en la frecuencia desde el mes de junio a octubre, sin embargo en mayo no se capturó esta especie, el barrenador de la piña *Strymon basilides* se capturó en los meses de septiembre a octubre solamente. El escarabajo *Phyllophaga vetula* mantuvo constante su frecuencia desde julio a octubre y la especie *Phyllophaga ravidia* presentó una frecuencia repetitiva por lo que el nivel no aumentó durante los muestreos en la época lluviosa. En la figura 12 se observa la frecuencia de los insectos asociados al cultivo de la piña.

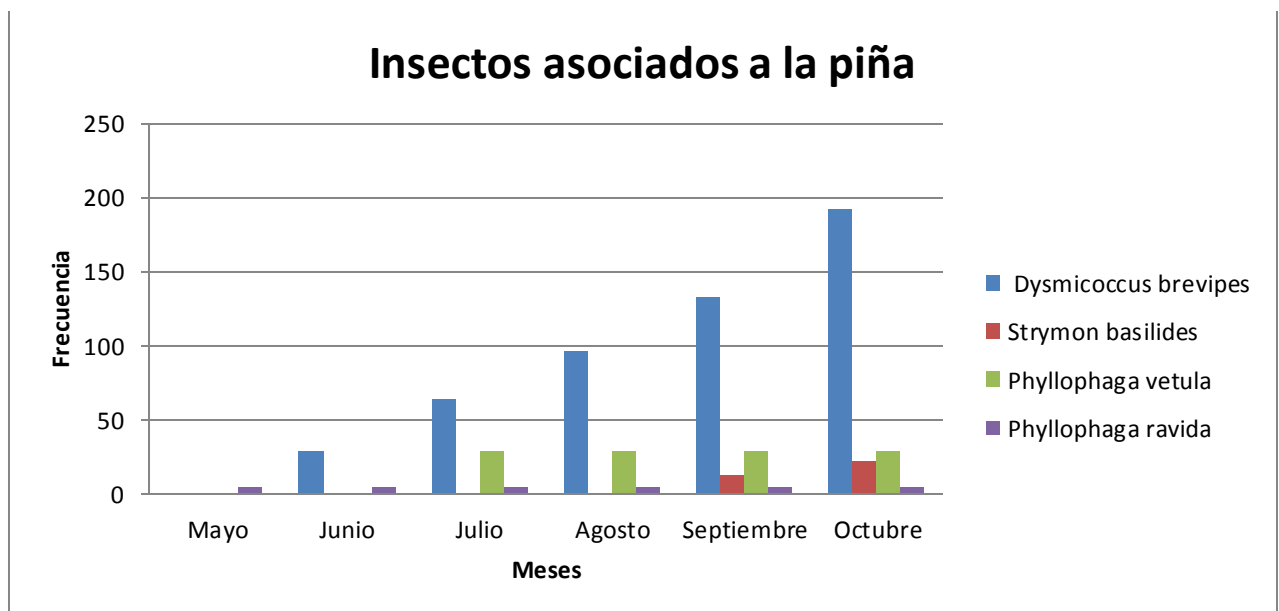


Figura 12. Frecuencia de los insectos asociados al cultivo de la piña.

#### 2.6.7 Categorización de los insectos asociados al cultivo de la piña

Del registro de insectos encontrados en el área de investigación, se mencionan cuatro géneros de insectos que afectan el cultivo de la piña, esto según la comparación de estudios que han realizado otros autores en diferentes países, contra los insectos que fueron capturados en el área de investigación.

##### a. Cochinilla *Dysmicoccus brevipes* (Cokerell 1893)

La cochinilla se capturó en las hojas bajas y uniones con el tallo de la planta de piña, en el fruto por ser un área de partes tiernas para su alimentación, y por la inclinación de las

hojas que les brinda protección, además de encontrarse en las hojas de los hijos de la piña, se alimentan de frutos encontrándose dentro de los “ojos de la piña” (Zamora, 1999). Los estados de desarrollo del insecto que se encontró en los muestreos fueron: ninfas y adultos.

Los síntomas que ocasiona este insecto en la planta debido a su alimentación se caracterizan por hojas rojizas al dañar la epidermis, seguido de un amarillamiento, una deflexión en hojas hacia dentro de los márgenes de hojas, pierden rigidez, en infestaciones severas se observa cera blanca en los puntos de crecimiento y en torno a nudos de tallos, envés de las hojas, frutos y raíces.

Según experiencias de los productores, durante la época de establecimiento del cultivo es cuando la cochinilla se puede observar mayormente en el cultivo y además, se pueden observar parches de plantas con las hojas rojizas, durante los muestreos se pudo observar que la distribución de las cochinillas en el área de investigación fue de forma agregada ya que en el área de se encontraron en ciertas partes y en otras no, lo anterior es congruente con lo reportado por Andrews y Quezada (1989).

Las cochinillas mantienen una relación simbiótica con hormigas *Camponotus sp.* y *Pseudomyrmex sp.*, capturadas entre las hojas cerca de las cochinillas, las cochinillas segregan sustancias azucaradas que atraen a las hormigas y éstas las protegen de los enemigos naturales y transportan a diversas partes dentro de la plantación (Álvarez, 2014).

Los productores mencionan que realizan el control de la cochinilla con insecticidas sistémicos en tres fechas durante el desarrollo del cultivo para manejar las densidades de la población de este insecto.

La especie *Dysmicoccus brevipes*, se considera un problema en el establecimiento del cultivo, sin embargo cuando la planta se encuentra con mayor tamaño y desarrollo, la presencia de la cochinilla ya no es considerada significativa, ya que es controlada por

medio de aplicaciones de insecticidas ya programadas con anterioridad, sin embargo la cochinilla se encuentra en la fase de floración, fructificación y crecimiento vegetativo de la piña. La especie *Dysmicoccus brevipes* ocasiona el daño inicial en la planta al alimentarse de la savia de las hojas, frutos, tallos y raíces, afectan al fruto directamente, al alimentarse del mismo en los “ojos de la piña”, e indirectamente porque dañan las partes vegetativas como hojas, tallos y raíces. El tipo de daño que ocasiona es mecánico al afectar la epidermis de las hojas y raíces, así como el fruto al succionar la savia; el daño fisiológico ocurre cuando la cochinilla al alimentarse de la planta pueda ser considerado transmisor de virus identificados en Costa Rica como el virus “Wilt” (OIRSA, 2009).

- b. El barrenador de la piña (Lepidoptera: Lycaenidae): *Strymon sp.* y *Strymon basilides* (Geyer) (Coto y Saunders, 2003)

En los muestreos se capturaron adultos del barrenador de la piña encontrados volando entre la plantación y la inflorescencia de la piña, además de larvas que se encontraron dentro de los frutos e inflorescencias, éstas de apariencia rojiza parecidas al color del fruto en desarrollo, durante su estado adulto oviposita los huevos dentro las flores de la piña, lugar donde se alimenta del néctar de las flores, la larva eclosiona y empieza a alimentarse del fruto, los daños que provoca son galerías dentro del fruto que ocasionan la deformación del fruto llamado comúnmente fruto janano. La distribución de este insecto en el área de investigación fue uniforme ya que durante los muestreos se observaron palomillas adultas volando y las larvas dentro de los frutos.

La larva daña la inflorescencia, mientras el fruto se desarrolla en respuesta al daño segrega una sustancia pegajosa cristalina para cerrar la herida ocasionada por el insecto, cuando la larva recién ha ingresado al fruto en formación se observa en la entrada de la galería una sustancia blanquecina. Según los productores el control de la tecla se realiza a los 60 días después de la inducción floral con la aplicación de metil, ya que cuando las flores empiezan a abrir, el adulto de la palomilla es atraído por los azúcares y polen, ésta oviposita en la flor, luego empieza el daño al emerger la larva, para romper el ciclo del insecto se realiza la aplicación a los ocho días después de la primera aplicación nuevamente con metil.

Esto para evitar daños significativos, sin embargo al aplicar control se tienen pérdidas menores al 5% de la cosecha, debido a que algunas plantas no se someten a la inducción y los frutos quedan floreado por lo que se tienen daños en frutos que no se encuentran en el mismo tiempo de desarrollo de los que fueron obtenidos después de la inducción (Zamora, 1999).

c. El barrenador de la piña *Strymon basilides*

Se encuentra en época de pre-floración y floración ya que el adulto es atraído por los néctares y polen producidos por la planta. La especie en estado larvario se alimenta del fruto en formación y abre galerías dentro del mismo. Afecta el fruto ya que ocasiona deformaciones y pérdida de calidad. El daño que es mecánico porque la larva mastica los tejidos de la fruta.

d. La gallina ciega (Coleoptera: Scarabaeidae):

Especies diagnosticadas:

*Phyllophaga* sp., *Phyllophaga vetula* (Horn 1887) y *Phyllophaga ravidia* (Blanchard 1850)

La gallina ciega es un insecto que en su estado larval o inmaduro ocasionan daños en las raíces que al alimentarse de las mismas, dañan el sistema radicular, durante los muestreos directos fueron capturados en estado larval, y adultos en las trampas y en los muestreos nocturnos. Los síntomas empiezan cuando deja de subir el agua a la parte aérea de la planta, se observa un amarillamiento en las hojas y marchitamiento posterior, si el daño es grave la planta puede morir.

La distribución las especies de *Phyllophaga* en la plantación durante los muestreos fue al azar ya que no se encontraron en todos los puntos aleatorios de muestreo. Según los productores de piña, la gallina ciega afecta principalmente durante la época de establecimiento, por lo que las aplicaciones de insecticidas dirigidos al suelo son vitales para su control.

Las prácticas culturales que los productores realizan antes del establecimiento del cultivo son el arado y formación de camas de surcos para que las gallinas ciegas queden sobre la superficie del suelo y sean controlados por aves y su muerte por la exposición al sol, en el control biológico se encontró un género de moscas *Pyrgotella sp.* es atraída por la luz y es un parasitoide de los escarabajos adultos del género *Phyllophaga* (Borrór y White, 1970).

La gallina ciega es un insecto que aumenta sus densidades en la época lluviosa, que coincide con el establecimiento del cultivo, afectan las raíces pero bajo control mecánico y químico se mantienen las densidades en bajos niveles, en estado larvario provoca daños al masticar las raíces para su alimentación, este daño posteriormente puede ser fuente de ingreso de enfermedades fungosas y/o bacterianas; por lo que el daño que ocasiona no es en el fruto que corresponde a la cosecha, sino en la planta.

En el cuadro 14 se observa la categorización de los insectos asociados al cultivo de la piña, encontrados en el área de investigación durante la época lluviosa, categorizados según el daño que ocasionan en la piña, reportado por diferentes autores en otros países.

Cuadro 14. Categorización de los insectos asociados al cultivo de la piña, El Jocotillo, Villa Canales, 2014.

<b>Insectos</b>	<b>Estatus</b>	<b>Primarias/ Secundarias</b>	<b>Directa/ Indirecta</b>	<b>Categoría de daño</b>	<b>Tipo de daño</b>
<i>Dysmicoccus brevipes</i>	Plaga ocasional	Primaria	Directa/ Indirecta	Daño a la planta/Pérdida de cosecha	Mecánico/ Fisiológico
<i>Strymon basilides</i>	Plaga ocasional	Primaria	Directa	Pérdida de cosecha	Mecánico
<i>Phyllophaga vetula</i>	Plaga ocasional	Primaria	Indirecta	Daño a la planta	Mecánico
<i>Phyllophaga ravidia</i>	Plaga ocasional	Primaria	Indirecta	Daño a la planta	Mecánico

e. Hormigas (Hymenoptera: Formicidae):  
Especies diagnosticadas

*Pseudomyrmex* sp. (Lund 1831); *Camponotus* sp. (Mayr 1861)

Las hormigas mantienen una relación simbiótica con la cochinilla, la trasladan de un lugar a otro y obtienen de ellas las sustancias azucaradas que excretan, la hormiga protege a la cochinilla de sus depredadores (Álvarez, 2014).

Las hormigas se encuentran activas durante muchos meses del año usualmente durante el verano, están asociadas a diferentes especies de cochinillas para colectar miel de rocío (alimento importante para las hormigas porque es rico en azúcares, aminoácidos y ceras) pero en algunas asociaciones hormiga-cochinilla, éstas también son depredadas por las hormigas, tal vez como una fuente de proteínas y lípidos o como un medio de regular sus recursos alimenticios. Estas asociaciones se conocen como trofobiosis: relación mutualista de evolución convergente entre hormigas (Hymenoptera: Formicidae), Auchenorrhyncha y Sternorrhyncha (Ramos y Serna, 2004).

Las hormigas de las especies *Pseudomyrmex* y *Camponotus* se encontraron en el cultivo de piña, en relación simbiótica con las cochinillas *Dysmicoccus brevipes* éstas obtienen azúcares que las cochinillas secretan y a cambio ofrecen protección y transporte a las cochinillas, siendo un medio de dispersión para las mismas (Cabi, 2014).

f. Escarabajo de la savia (Coleoptera: Nitidulidae): *Carpophilus humeralis* (Fabricius 1758)

Los escarabajos de la savia se encuentran principalmente en regiones tropicales, subtropicales y templadas. Los hospederos de éste insecto son frutos que han pasado la maduración y están previos a la descomposición o fermentación, éstos son insectos voladores que cubren varios kilómetros de recorrido en busca de alimento, el adulto oviposita los huevos en la fruta dañada en los árboles o plantas en la fruta podrida tendida en el suelo la sombra debajo de cítricos y palmeras datileras, del huevo eclosiona en uno a cuatro días. Las larvas maduras emergen de la fruta, y pasan el invierno como pupa en el suelo, el estado larval tarda de 4- 14 días.



El desarrollo de huevo a adulto dura 16 a 21 días a 27 °C y 12 a 15 días a 32 °C, la humedad relativa menor al 40% afecta el desarrollo de larvarios y huevos. En promedio los machos viven 146 días y las hembras 103 días. Las altas temperaturas y humedad durante el verano son muy importantes para la acumulación de grandes poblaciones de escarabajos savia. Los adultos viven 6-12 meses y a lo largo de ese período depositan de 500-1,000 huevos. Tanto los adultos como las larvas se pueden encontrar en todas las estaciones del año, y varias generaciones se producen anualmente (Hossain, sf).

Los escarabajos de la savia *Carpophilus humeralis* se alimentan de los frutos que han sobrepasado la madurez fisiológica y proceso de descomposición. Durante los muestreos los adultos fueron encontrados sobre y dentro de los frutos de la piña que en proceso de descomposición que no fueron cosechados, además de ser capturados en las trampas pegajosas de colores y muestreos nocturnos. La distribución del insecto dentro del área de investigación fue en forma variada ya que en algunos puntos se encontraban y en otros no. Según los productores no se realiza un control para *Carpophilus humeralis* ya que la presencia de éstos insectos dentro de la plantación no ocasiona daños (Myers, 2004).

g. La mosquita de la fruta (Diptera: Drosophilidae): *Drosophila melanogaster* (Meigen 1830)

Las mosquitas de la fruta se aparean en lugares donde hay abundante fruta en fermentación, la mosca oviposita 20 veces al día, el desarrollo embrionario dura 24 horas a 25 °C, el huevo eclosiona en un día, las larvas pasan por tres estadios, el ciclo de la mosca finaliza al cabo de dos semanas, oviposita de 400 a 500 huevos (Botanical, 2014).

La mosquita de la fruta se alimenta de los frutos que se encuentran en proceso de descomposición, siendo nombradas moscas del vinagre, durante los muestreos fueron encontradas en frutos que estaban sobrepasando la madurez fisiológica, éstas ovipositan sus huevos en los frutos de donde emergen las larvas y se alimentan.

La distribución de éste insecto dentro del área de investigación no fue uniforme ya que los insectos se encontraron dentro de los frutos maduros en proceso de descomposición que quedaron luego de la cosecha siguiendo el comportamiento de los escarabajos de la savia al encontrarse ambos en los frutos maduros, en estado adulto y larvario se alimentan del fruto, ocasionando un daño mecánico (Botanical, 2014).

En el cuadro 15 se describe que los cuatro insectos encontrados en el cultivo de la piña, desarrollan parte de su ciclo de vida en el cultivo.

Cuadro 15. Descripción del papel que juegan los insectos asociados al cultivo de la piña, durante la época lluviosa, El Jocotillo, Villa Canales, 2014.

<b>Insecto</b>	<b>Muestreo/ trampa</b>	<b>Hábitat</b>	<b>hábito alimenticio</b>	<b>Diagnóstico preliminar</b>
<i>Camponotus sp.</i>	Directo, nocturno, amarilla, verde	Suelo, troneras establecidas en cercanías del cultivo de piña	Relación simbiótica con cochinillas, por azúcares producidos	Laboratorio de Diagnóstico Fitosanitario VISAR – MAGA Kilómetro 22
<i>Pseudomyrmex sp.</i>	Directo, nocturno, verde, roja			
<i>Carpophilus humeralis</i>	Nocturno, verde, roja, azul, amarilla	piña, maíz, caña	Frutos en descomposición	
<i>Drosophila melanogaster</i>	Roja, amarilla, verde	Diversos cultivos, piña		

El barrenador de la piña *Strymon basilides*, se encontró en septiembre y octubre, ya que en estas fechas la plantación estaba en el desarrollo del fruto, siendo los meses susceptibles para el ataque de este insecto que afecta directamente a la planta de piña.

La cochinilla *Dysmicoccus brevipes* presentó una tendencia de aumento de incidencia en los meses de menos precipitación, las cochinillas se desarrollan en condiciones de poca humedad y altas temperaturas.

La incidencia de gallina ciega de las especies *Phyllophaga ravidia* y *Phyllophaga vetula* no demostró variación durante los meses de muestreo, esto se debió a que la gallina ciega afecta el cultivo durante época lluviosa.

En la figura 13 se observa el comportamiento de la incidencia de los insectos asociados a la piña durante la época lluviosa, demuestra que éste se ve influenciado por las condiciones ambientales en la que se desarrollan.

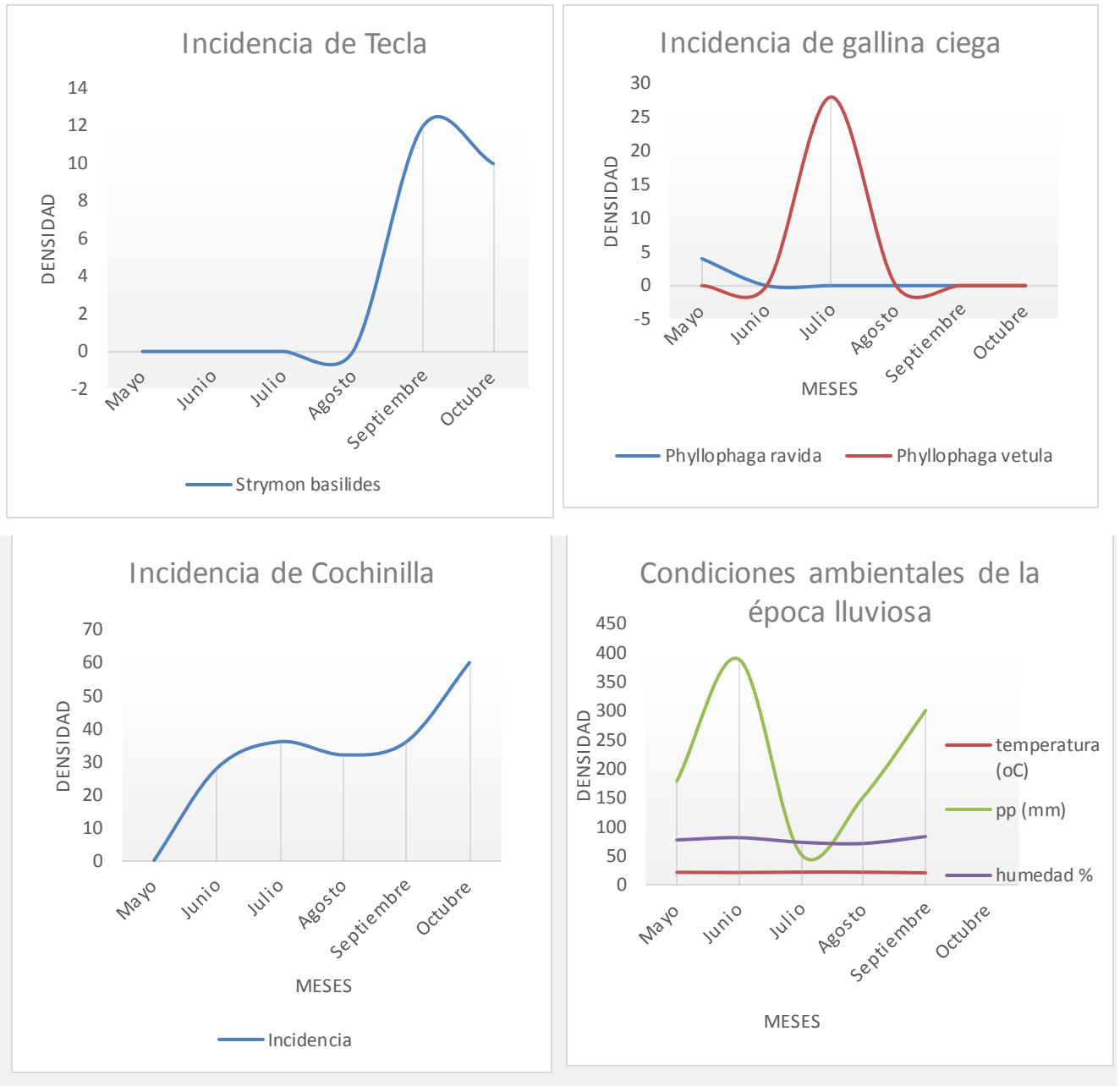


Figura 13. Comparación de la incidencia de los insectos asociados al cultivo de la piña y las condiciones ambientales durante la época lluviosa en el área de investigación.

Fuente: (INSIVUMEH, 2015).

## 2.7 Conclusiones

- 2.7.1. Los principales géneros de insectos asociados al cultivo de la piña en los meses de mayo a octubre del 2014 fueron: (Lepidoptera: Lycaenidae): *Strymon basilides*, (Homoptera: Pseudococcidae): *Dysmicoccus brevipes*, (Coleoptera: Scarabaeidae): *Phyllophaga vetula* y *Phyllophaga ravidia*, mosquita de la fruta (Diptera: Drosophilidae): *Drosophila melanogaster*, escarabajo de la savia (Coleoptera: Nitidulidae): *Carpophilus humeralis*, hormigas (Hymenoptera: Formicidae): *Camponotus sp.* y *Pseudomyrmex sp.*
- 2.7.2. El insecto plaga asociado al cultivo de la piña que se encontró con mayor frecuencia durante los muestreos en la época lluviosa fue la cochinilla Homoptera: Pseudococcidae: *Dysmicoccus brevipes*.

## 2.8 Recomendaciones

- 2.8.1. Realizar un estudio individual de la cochinilla *Dysmicoccus brevipes* para conocer el nivel de daño económico de la misma en el cultivo de la piña.
- 2.8.2. Se recomienda la planeación del Manejo Integrado de Plagas para establecer medidas de control que reduzcan el uso de plaguicidas químicos para el barrenador de la piña *Strymon basilides*, la cochinilla *Dysmicoccus brevipes*, Gallina ciega *Phyllophaga ravidata* y *Phyllophaga vetula*.

## 2.9 Bibliografía

1. Álvarez, J. 2014. Cultivo de piña Guatemala (diapositivas). Guatemala. 40 diapositivas.
2. Andrews, L; Quezada, J. 1989. Manejo integrado de plagas insectiles en la agricultura: estado actual futuro. Honduras, Escuela Agrícola Panamericana El Zamorano. 623 p.
3. BANGUAT (Banco de Guatemala, GT). 2004. Estadísticas de producción, exportación, importación y precios medios de los principales productos agrícolas. Guatemala. 26 p.
4. Barradas, D. 2013. Potencial del cultivo de piña MD-2 *Ananas comosus* en el municipio de Juan Rodríguez Clara, Veracruz, México. Tesis Ing. Agr. Veracruz, México, Universidad Veracruzana. 59 p.
5. Bartholomew, D; Paull, R. 2003. The pineapple: botany, production and uses (en línea). New York, CABI. Consultado 15 mzo. 2014. Disponible en <http://books.google.com.gt/books?hl=es&lr=&id=g6LutZykjNcC&oi=fnd&pg=PR7&dq=The+Pineapple:+Botany,+Production+and+Uses&ots=Okn6jg6yPC&sig=4krtzXYsyUK0db63JW1f2DvjuzE#v=onepage&q=The%20Pineapple%3A%20Botany%2C%20Production%20and%20Uses&f=false>
6. Blumberg, D. s.f. *Carpophilus*. Israel, Agricultural Research Organization The Volcani Center, Department of Entomology. Consultado 24 ene. 2015. Disponible en <http://www.agri.huji.ac.il/mepests/Carpophilus.html>
7. Borror, DJ; White, R. 1970. Insects Peterson field guides. Estados Unidos, Houghton Mifflin Company. 404 p.
8. Botanical On Line.com. 2014. La mosca del vinagre (en línea). Consultado 26 ene. 2015. Disponible en [http://www.botanical-online.com/animales/mosca\\_vinagre.htm](http://www.botanical-online.com/animales/mosca_vinagre.htm)
9. CABI, US. 2014. Invasive species compendium: *Dysmicoccus brevipes* (en línea). US. Consultado 25 ene. 2015. Disponible en <http://www.cabi.org/isc/datasheet/20248>
10. Castañeda, PA. 2003. Seminario sobre producción y manejo post cosecha de la piña para la exportación. Panamá, OIRSA / VIFINEX. 69 p.
11. CATIE, CR. 1979. Control integrado de plagas en sistemas de producción de cultivos para pequeños agricultores (en línea). Turrialba, Costa Rica. v. 1, 308 p. Consultado 8 mar. 2014. Disponible en <http://books.google.com.gt/books?id=NeIOAQAAIAAJ&printsec=frontcover&dq=Con>

trol+integrado+de+plagas+en+sistemas+de+producci%C3%B3n+de+cultivos+para+peque%C3%B1os+agricultores:+Turrialba,+Costa+Rica,+27+Agosto21+Setiembre+1979,+Volumen+1&hl=es&sa=X&ei=GPcyUOObPPIsAT59YHoAw&ved=0CDYQ6<sup>a</sup>EwAA#v=onepage&q=Control%20integrado%20de%20plagas%20en%20sistemas%20de%20producci%C3%B3n%20de%20cultivos%20para%20peque%C3%B1os%20agricultores%3A%20Turrialba%2C%20Costa%20Rica%2C%2027%20Agosto21%20Setiembre%201979%2C%20Volumen%201&f=false

12. CATIE, CR. 2003. Insectos plagas de cultivos perennes con énfasis en frutales en América Central (en línea). Turrialba, Costa Rica. 420 p. Consultado 21 set. 2015. Disponible en [https://books.google.com.gt/books?id=TvW4euvjBwC&pg=PA394&lpg=PA394&dq=thecla+basilides+geyer&source=bl&ots=o1DTJCLV\\_N&sig=QxvVz1XIYYrDrSrGL9796FGqPAc&hl=es-419&sa=X&ved=0CBoQ6AEwADgKahUKEwih5dzpxYnIAhUFrIAKHZIZBro#v=onepage&q=thecla%20basilides%20geyer&f=false](https://books.google.com.gt/books?id=TvW4euvjBwC&pg=PA394&lpg=PA394&dq=thecla+basilides+geyer&source=bl&ots=o1DTJCLV_N&sig=QxvVz1XIYYrDrSrGL9796FGqPAc&hl=es-419&sa=X&ved=0CBoQ6AEwADgKahUKEwih5dzpxYnIAhUFrIAKHZIZBro#v=onepage&q=thecla%20basilides%20geyer&f=false)
13. Domínguez Rivero, R. 1990. Taxonomía Protura a Homoptera claves y diagnosis 1. Chapingo, México, UACH, Departamento de Parasitología Agrícola. 256 p.
14. Elizondo, A. 2010. Análisis del mercado de piña (en línea). Costa Rica, SIIM (Sistema de Información Internacional de Mercados). Consultado 4 mayo 2014. Disponible en [http://cep.unep.org/repcar/Bol\\_PINA1%20junio%202010.pdf](http://cep.unep.org/repcar/Bol_PINA1%20junio%202010.pdf)
15. FAO, IT. 2006. Norma internacional de medidas fitosanitarias # 5 - glosario de términos fitosanitarios. Roma, Italia. 23 p.
16. FAOSTAT, IT. 2014. Cultivo de piña, Guatemala, 2000 al 2012 (en línea). Italia. Consultado 2 mayo 2014. Disponible en <http://faostat.fao.org/site/567/DesktopDefault.aspx?PageID=567#ancor>
17. García, M. 2007. Trabajo de graduación realizado en la finca San Luis, Santo Domingo, departamento de Suchitepéquez. Tesis Ing. Agr. Guatemala, USAC. 77 p.
18. Hossain, M. s.f. *Carpophilus* sp. a new pest in almond orchard (en línea). Australia, Consultado 25 ene. 2015. Disponible en <http://australianalmonds.com.au/documents/Industry/Forums/Activated%20Almond%20Forum%202014/Presentations/09%20Carpophilus%20beetle%20a%20new%20pest%20in%20almond%20orchards.pdf>
19. INE (Instituto Nacional de Estadística, GT). 2012. Estadísticas continuas de comercio exterior e interior (en línea). Guatemala. Consultado 4 mayo 2014. Disponible en <http://www.ine.gob.gt/index.php/estadisticas-continuas/comercio-exterior>
20. INSIVUMEH (Insituto Nacional de Sismología, Vulcanología y Meteorología e Hidrología, GT). 2015. Estación Central INSIVUMEH (en línea). Consultado 27 ene.

2015. Disponible en <http://www.insivumeh.gob.gt/meteorologia/ESTACIONES/GUATEMALA/INSIVUMEH%20PARAMETROS2.htm>

21. Korytkowski, CA. 2011. Identificación de especies de Gelechiidae. Panamá, Universidad de Panamá, Programa Centroamericano de Maestría en Entomología. 11 diapositivas.
22. MAGA (Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación, GT). 200. Mapas temáticos digitales de la República de Guatemala. Guatemala. Esc. 1:250,000. Color. 1 CD. Citado por: Sandoval, J. 2005. Evaluación de 4 opciones de manejo sobre la vegetación espontánea en el cultivo de piña (*Ananas comosus* (L.) Merrill.) en la aldea El Jocotillo, Villa Canales, Guatemala. Tesis Ing. Agr. Guatemala, USAC. 20 p.
23. Marín, A; Rafael, B. 2008. Especies del complejo "gallina ciega" del género *Phyllophaga* en Guanajuato, México (en línea). Agricultura Técnica de México 34(3). Consultado 25 ene. 2015. Disponible en [http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0568-25172008000300010](http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0568-25172008000300010)
24. Medina Gaud, S. 1977. Manual de procedimiento para coleccionar, preservar y montar insectos y otros artrópodos (en línea). Puerto Rico, Universidad de Puerto Rico. Consultado 23 mayo 2014. Disponible en <http://atlas.eea.uprm.edu/sites/default/files/Manual%20Colectar%20y%20Montar%20Insectos.pdf>
25. Myers, L. 2004. Featured creatures: escarabajos de la savia (de Florida) (en línea). US. Consultado 17 dic. 2014. Disponible en [http://entnemdept.ufl.edu/creatures/field/corn/sap\\_beetles.htm](http://entnemdept.ufl.edu/creatures/field/corn/sap_beetles.htm)
26. Navichoc, J. 2003. Fruticultura. Villa Nueva, Guatemala, ENCA. 197 p.
27. OIRSA, PA. 2009. Manual técnico buenas prácticas de cultivo en piña. Panamá. 44 p.
28. Pac, PJ. 2005. Experiencias en el cultivo de piña *Annanas comosus* (L) con el híbrido MD2 en finca La Plata, Coatepeque, Quetzaltenango. Tesis Ing. Agr. Guatemala, USAC. 47 p.
29. Paull, RE. 1993. Postharvest handling of smooth cayenne pineapple in Hawaii for the fresh fruit market. Acta Horticultrae 334. Citado por: Montero, M; Cerdas, M. 2005. Guías técnicas del manejo poscosecha para el mercado fresco piña *Ananas comosus*. Costa Rica, MAG. 49 p.



30. Ramos, A; Serna, F. 2004. Coccoidea de Colombia, con énfasis en las cochinillas harinosas (Hemiptera: Pseudococcidae) (en línea). Rev. Fac. Nal. Agr. Medellín 57(2):2383-2412. Consultado 26 ene. 2015. Disponible en [http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0304-28472004000200003](http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0304-28472004000200003)
31. Rodríguez, M; García, A. 2012. Guía de identificación y manejo integrado de plagas y enfermedades en piña (en línea). Costa Rica, BANACOL. Consultado 4 abr. 2014. Disponible en <http://cep.unep.org/repcar/proyectos-demostrativos/costa-rica-1/publicaciones-banacol/guia%20identificacion5.pdf>
32. Sandoval, J. 2005. Evaluación de 4 opciones de manejo sobre la vegetación espontánea en el cultivo de piña (*Ananas comosus* (L.) Merrill.) en la aldea El Jocotillo, Villa Canales, Guatemala. Tesis Ing. Agr. Guatemala, USAC. 20 p.
33. Saunders, J; Coto, D. 1998. Plagas invertebradas de cultivos anuales en América Central. 2 ed. Turrialba, Costa Rica, CATIE. 305 p.
34. Vargas, E. 2011. Guía para la identificación y manejo integrado de plagas en piña. Costa Rica, PROAGROIN. 38 p.
35. Waterworth, K. s.f. Fruit flies in pineapple plants (en línea). California, US, SF Gate. Consultado 17 dic. 2014. Disponible en <http://homeguides.sfgate.com/fruit-flies-pineapple-plants-53926.html>
36. Zamora, E. 1999. Estudio biológico y del daño económico del gusano barrenador (Lepidóptera: Lycaenidae) en el cultivo de la piña (*Ananas comosus* L.) en la aldea El Jocotillo, Villa Canales, Guatemala. Tesis Ing. Agr. Guatemala, USAC. 41 p.

## 2.10 Anexos

## 2.10.1 Formulario de exploración, muestreo y envío de muestras al laboratorio para diagnóstico

**MINISTERIO DE AGRICULTURA, GANADERIA Y ALIMENTACIÓN****DIRECCIÓN DE SANIDAD VEGETAL, VISAR****EMERGENCIA FITOSANITARIA CULTIVO DE PIÑA****FORMULARIO DE EXPLORACIÓN, MUESTREO Y ENVÍO DE MUESTRAS AL LABORATORIO PARA DIAGNÓSTICO**Número de boleta: 01Fecha: 08 de mayo 20141.-Persona responsable: Ing. Agr. Julio Álvarez/ Hilda Lissette Ruíz Tel:2.-Procedencia de la muestra (depto.): Guatemala Municipio: Villa Canales3.- Aldea: El Jocotillo Finca: El Gringo Propietario: Carmelo Santos4.- Finca: x plantación:    Traspatio:    Tomó muestra si: x no:   Tejido: x Plaga: x5.-Coordenadas X 500829 Y 1588159 Altitud: 1119 msnm6.- Cultivo: Piña Variedad: Cayena Lisa Edad del cultivo: 2 años7.- Fase fenológica (al tomar la muestra): Fructificación Extensión cultivada: 1 ha

## Síntomas de las hojas

Hojas secas y dañadas	Si:	No: x
Brotos color marrón o con exudaciones	Si:	No: x

## Síntomas en tallos

Tallos podridos	Si:	No: x
Tallos color marrón o con exudaciones	Si:	No: x

## Síntomas de frutos

Frutos dañados	Si: x	No:
Frutos con hongos o dañados	Si:	No: x

Presencia de plagas: SI

Huevos:	Larvas: x	ninfa:	Adulto: x	Total: 20	Si: x	No:
---------	-----------	--------	-----------	-----------	-------	-----

## Ingreso de muestras al laboratorio

FECHA DE INGRESO	29 de mayo 2014	ANÁLISIS REQUERIDO: Entomológico	MAGA: X	UVG:	OTRO:
------------------	-----------------	-------------------------------------	------------	------	-------

## OBSERVACIONES:

Nombre y Firma del Receptor:

Nombre y Firma del Enterante:

## 2.10.2 Metodología de identificación de plagas

### Laboratorio Fitosanitario –MAGA-

El procedimiento se basa en los lineamientos establecidos por el laboratorio de Diagnóstico Fitosanitario (LDF) del Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación - MAGA- ubicado en el Km. 22, carretera al Pacífico.

#### A. Muestras de tejido vegetal e insectos

Se realiza la recepción de muestras.

Se verifica si las muestras cumplen con los requerimientos establecidos en el protocolo de ingreso de las muestras, como: usuario, persona que realiza el muestreo, procedencia de la muestra, cultivo, fecha de muestreo, observaciones, entre otros.

Se revisa la documentación a cerca de la muestra y se ingresan los datos al libro de recepción.

Se codifica la documentación y la muestra ingresada.

Se elabora e imprime el registro del libro custodio, que es trasladado junto con las muestras al laboratorio.

##### a. Trampas para laboratorio

Después de la recepción de las trampas, se realiza un conteo de los insectos que se encuentran adheridos en las mismas con el uso de un estereoscopio.

##### b. Retiro de los especímenes de las láminas con pegamento según

(Korytkowski, 2011)

Para retirar de las láminas con pegamento los especímenes seleccionados de los grupos identificados, se emplea un solvente con nombre comercial GOO-GOONE® que está compuesto de destilados de petróleo (fracción tratada con hidrógeno), tripropilenglicol-metil-éter y mezcla de extractos cítricos.

Se aplican unas gotas de GOO-GOONE® sobre los especímenes a analizar, transcurridos cinco minutos de la aplicación, se proceden a retirar de las láminas; se utilizan agujas aplanadas a modo de espátulas. Los insectos se colocan en un recipiente con el solvente por un lapso de 30 minutos.

### 2.10.3 Metodología de montaje de especímenes (cochinillas)

El método que se describe a continuación es el propuesto por Watson & Chandler, (2000). Identificación de insectos de la superfamilia Coccoidea con énfasis en cochinilla rosada *M. Hirsutus* (Green)

#### Preparación de láminas de Pseudococcidae

Sólo las hembras adultas son útiles para los propósitos de identificación, la mayoría de los machos no pueden ser identificados debido a que están pobremente estudiados. Es aconsejable guardar los ejemplares por un par de semanas en alcohol etílico (Etanol) al 80% antes de proceder a las preparaciones.

- a. Para preparar los ejemplares recién colectados, comenzar el proceso por calentarlos en alcohol etílico (Etanol) al 80% a 70 °C durante 5 minutos para endurecer la cutícula y quitar algo de cera. Perforar la parte dorsal del insecto y transferirlo a KOH al 10% y observar lentamente cualquier cambio de coloración antes de proseguir.
- b. Si el contenido del cuerpo no se torna pardo oscuro, verde o negro en KOH, hacer una incisión a un lado del dorso del tórax con un alfiler afilado y macerar los ejemplares en KOH al 10% caliente (80 °C) hasta que el cuerpo esté translúcido (para Diaspididae los ejemplares deben ser transparentes y casi sin color) de 10 minutos a varias horas; supervisar el progreso de forma regular bajo el microscopio.
- c. Si el contenido del cuerpo se torna oscuro, verde o negro en KOH, no hacer la incisión en el cuerpo antes de macerarlo. Calentar los ejemplares intactos hasta que el contenido corporal esté casi translúcido y muy suave, entonces para cada ejemplar realizar una incisión a un lado del dorso del tórax y expulsar el contenido del cuerpo lo mejor posible, aplanando el insecto de forma dorsoventral.
- d. Limpiar muy bien cada ejemplar antes de pasar al próximo. Si la limpieza se dificulta, colocar la muestra de nuevo en calor antes de intentar limpiar otro ejemplar. Cualquier traza negra dentro del cuerpo se solidificará muy rápido y será muy difícil de eliminar (presumiblemente debido a oxidación, pero los procesos químicos involucrados no están bien definidos).

- e. Asegurarse que cada ejemplar esté aplanado dorso-ventralmente (no lateralmente). Limpiar los ejemplares presionándolos suavemente y expeliendo el contenido por la incisión, de ser necesario agrandar la incisión para poder expulsar embriones grandes.
- f. Enjuagar los ejemplares en agua destilada (mínimo 5 minutos, preferiblemente por varias horas). Tome su tiempo en disecar remanentes de contenidos corporales, si los ejemplares están muy esclerotizados o pigmentados, no teñirlos –seguir a deshidratación.
- g. Si los ejemplares son pálidos, teñirlos: añadir de 1 a 2 gotas de Fucsina ácida, y 2 gotas de ácido acético glacial para neutralizar el KOH. Teñir por al menos 5 minutos, de preferencia más tiempo.
- h. Diferenciación de la tintura: Enjuagar el exceso de tintura con alcohol etílico (Etanol) al 80% esta fase también inicia la deshidratación de los ejemplares. Una vez que los insectos hayan perdido suficiente color, se detiene el proceso removiendo el alcohol etílico (Etanol) al 80% y agregando alcohol etílico (etanol) al 100%. Se cubre y deja reposar entre 5 y 10 minutos cuidando que los ejemplares no se sequen.
- i. Desengrase: Se desengrasan los ejemplares en carbolxylene el tiempo que sea necesario (3 minutos) para eliminar la cera de los ejemplares. Luego se enjuagan en alcohol etílico (etanol) al 100% o 95% una o dos veces para eliminar el agente desengrasador.
- j. Aclarado: Se realiza colocando los ejemplares en aceite de clavo por al menos 10 minutos, transferir de 1 a 3 ejemplares a una pequeña gota de aceite de clavo en cada lámina, acomodándolos cuidadosamente y extrayendo el exceso de aceite con la esquina de un papel absorbente.
- k. Trabajar rápidamente para montar los ejemplares; añadir una gota de Bálsamo del Canadá o Euparal de 6 a 7 mm de diámetro y cuidadosamente regarla en una “piscina” alrededor de los ejemplares; colocar el cubreobjeto en posición sobre los ejemplares con la ayuda de un alfiler fino.
- l. Etiquetar las láminas en posición horizontal a 35 °C, con un tiempo de secado de 12 semanas para el Bálsamo del Canadá y 6 semanas para Euparal.

### **3 CAPÍTULO III**

SERVICIOS REALIZADOS EN EL DEPARTAMENTO DE VIGILANCIA EPIDEMIOLÓGICA  
Y ANÁLISIS DE RIESGO DE LA DIRECCIÓN DE SANIDAD VEGETAL DEL MINISTERIO  
DE AGRICULTURA GANADERÍA Y ALIMENTACIÓN -MAGA-

### 3.1 Presentación

En el Departamento de Vigilancia Epidemiológica y Análisis de Riesgo del VISAR-MAGA se realizan actividades para el reconocimiento, monitoreo y muestreo de plagas y enfermedades que pueden ser consideradas plagas en el país, esto se basa en un registro de los organismos que dañan las plantas.

Por consiguiente, se realizan documentos para las plagas y enfermedades, esto para identificar los lugares del país donde pueden encontrarse, los síntomas que provocan en cada cultivo o plantación, además para que las personas productoras reconozcan cada síntoma y puedan alertar a los epidemiólogos encargados en cada localidad.

Los manuales y guías que consisten en ciertos contenidos para el reconocimiento de las plagas priorizadas por el Sistema de Vigilancia Epidemiológica Nacional contienen lo siguiente: Nombre común y científico, importancia de la plaga, distribución mundial, ciclo biológico, daños que provoca, modo de dispersión, y vigilancia epidemiológica. El manual de reconocimiento de plagas del aguacate y las 21 fichas técnicas se realizaron cumpliendo los requisitos para elaboración de manuales de plagas, supervisados y revisados por el personal del departamento.

3.2 Servicio I: Elaboración de fichas técnicas para 21 plagas priorizadas por el Sistema de Vigilancia Fitosanitaria Nacional.

3.2.1 Objetivos

A. General

Fortalecer la vigilancia epidemiológica por medio de la descripción de 21 plagas priorizadas por el Sistema de Vigilancia Fitosanitaria Nacional.

B. Específicos

- a. Elaborar fichas técnicas para 21 plagas priorizadas por el Sistema de Vigilancia Fitosanitaria Nacional.
- b. Desarrollar fichas técnicas que proporcionen conocimiento aplicable en campo.



### 3.2.2 Metodología

#### A. Materiales

- a. Tiempo de la estudiante
- b. Tiempo del epidemiólogo encargado
- c. Internet
- d. Libreta
- e. Lapiceros
- f. Computadora

#### B. Procedimiento para la elaboración de las fichas técnicas

A continuación se describe la metodología para la elaboración de las fichas técnicas de las plagas priorizadas por el sistema nacional de vigilancia fitosanitaria.

- a). Se obtuvo información a partir de fuentes secundarias de las plagas cuarentenarias de importancia en Guatemala.
- b). Se obtuvieron imágenes de la plaga, sintomatología y daños en los principales hospederos.
- c). Se procedió a leer la información obtenida de varias fuentes secundarias.
- d). Se ordenó y resumió la información ajustándola a los temas que se requerían para el reconocimiento de la plaga en campo.
- e). Posteriormente se elaboraron fichas técnicas de las plagas.
- f). Se enviaron las fichas al epidemiólogo encargado para su revisión y corrección.
- g). Se realizaron las correcciones sugeridas por el epidemiólogo encargado.
- h). Se reenviaron las fichas para su nueva revisión.

En el cuadro 16 se describen las actividades realizadas para la elaboración de las fichas técnicas con su respectivo código y los días de duración.

Cuadro 16. Descripción de actividades PERT.

No.	ACTIVIDAD	CÓDIGO	DÍAS
1	Obtener información a partir de fuentes secundarias de las plagas cuarentenarias de importancia en Guatemala.	A	14
2	Obtener imágenes de la plaga, sintomatología y daños en los principales hospederos.	B	2
3	Leer la información obtenida de varias fuentes secundarias.	C	5
4	Ordenar y resumir la información ajustándola a los temas que se requieren para el reconocimiento de la plaga en campo.	D	1
5	Posteriormente elaborar fichas técnicas de las plagas.	E	5
6	Enviar las fichas al epidemiólogo encargado para su revisión y corrección.	F	10
7	Realizar correcciones sugeridas por el epidemiólogo encargado.	G	2
8	Reenviar las fichas para su nueva revisión.	H	1

En la figura 14 se observan las rutas críticas en la metodología para la elaboración de las fichas técnicas para las 21 plagas priorizadas.

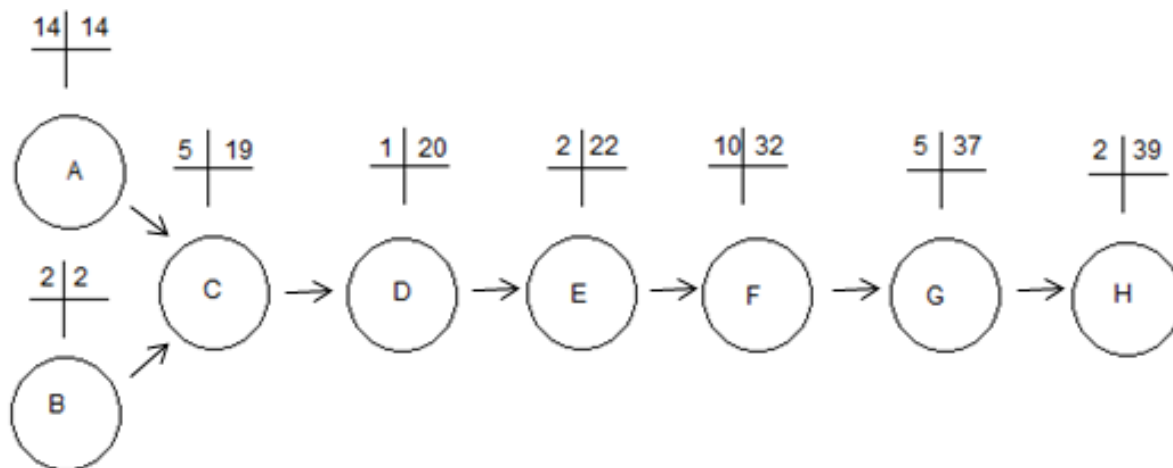


Figura 14. Diagrama de PERT.

### 3.2.3 Resultados

Se elaboraron 21 fichas técnicas de las especies de las plagas priorizadas por el sistema de vigilancia epidemiológica nacional, cada ficha contiene: Nombre común y científico, importancia, distribución geográfica, ciclo biológico, daños, forma de dispersión y vigilancia epidemiológica, en el cuadro 17 se enlista las plagas.

Cuadro 17. Listado de las plagas priorizadas por el sistema de vigilancia epidemiológica nacional.

No.	Nombre común	Nombre científico
1	Chinche salivosa	<i>Aeneolamia postica</i>
2	Mosca algodonosa	<i>Aleurodicus dispersus</i>
3	Mosca de la fruta	<i>Anastrepha fraterculus</i>
4	Nematodo	<i>Aphelenchoides besseyi</i>
5	Paratrioza	<i>Bactericera cockerelli</i>
6	Ñublo bacterial del arroz	<i>Burkholderia glumae</i>
7	Amarillamiento letal del cocotero	<i>Candidatus phytoplasma</i>
8	Cáncer bacteriano	<i>Clavibacter michiganensis</i>
9	Nematodo	<i>Ditylenchus destructor</i>
10	Nematodo	<i>Ditylenchus dipsaci</i>
11	Trips	<i>Frankliniella occidentalis</i>
12	Nematodo de quiste	<i>Globodera pallida</i>
13	Nematodo de quiste	<i>Globodera rostochiensis</i>
14	Chinche lygus	<i>Lygus lineolaris</i>
15	Cochinilla rosada del hibisco	<i>Macconellicoccus hirsutus</i>
16	Taladro de la palmera	<i>Opogona Sacchari</i>
17	Mancha de asfalto	<i>Phyllachora maydis</i>
18	Nematodo	<i>Pratylenchus brachyurus</i>
19	Leprosis de los cítricos	Posible agente causal: (Rhabdovirus)
20	Trips	<i>Thrips palmi</i>
21	Clorosis variegada de los cítricos	<i>Xylella fastidiosa</i>

### A. Chinche Salivosa

Nombre científico: *Aeneolamia spp.*; *Prosapia spp.*

#### a. Importancia

La chinche salivosa también llamada mosca pinta es un insecto picador chupador que afecta a la caña de azúcar, maíz, sorgo, arroz y pastos como: *Brachiaria*, *caminadora*, *Cynodon*, entre otros que son de importancia para la alimentación ganadera. La hembra puede ovipositar de 30 a 40 huevos durante su edad adulta (SAGARPA, 2015).

#### b. Distribución geográfica

Se encuentra en México, Belice, Guatemala, Venezuela, Colombia, Honduras y Brasil (SAGARPA, 2015).

#### c. Ciclo biológico

El ciclo de vida varía según condiciones ambientales, las etapas de vida son: Huevo, cinco estadios ninfales y adulto (Bustillo y Castro, 2011).

La hembra oviposita los huevos individualmente en el suelo cerca de las macollas de los hospederos durante la noche a finales de la época seca. Los huevos miden de 0.75 a 0.90mm pueden presentar diapausa corta, mediana o larga (de 22 hasta 90) o ya sea sin diapausa 15 días para eclosionar, en la figura 15 se observan los huevos de chinche salivosa (Cabi, 2014).



Figura 15. Huevos de chinche salivosa.

Fuente: (Bustillo y Castro, 2011)

Las ninfas al eclosionar son de color crema, se introducen al suelo y se alimentan chupando la savia de las raíces de la planta. En el cuarto y quinto estadio las ninfas emergen del suelo y secretan una espuma semejante a la saliva para protegerse de los

enemigos naturales y le brinda las condiciones para seguir con su desarrollo, esto lo realizan durante la temporada de lluvias y el aumento de la temperatura y la humedad relativa, la ninfa alcanza la madurez de 30 a 40 días, en la figura 16 se observa la ninfa en ubicada en las raíces de una planta (Bustillo & Castro, 2011).



Figura 16. Ninfa de chinche salivosa.  
Fuente: (SAGARPA, 2015).

El adulto puede vivir hasta cinco días y mide hasta 6-9 mm, la hembra es más grande que el macho, son color marrón oscuro con franjas rojas, amarillas o naranjas, posee patas saltatorias que le permiten desplazarse fácilmente y sujetarse de las hojas. Suele observarse mayormente en días nublados y lluviosos, en la figura 17 se observa el adulto de la chinche salivosa (Bustillo y Castro, 2011).



Figura 17. Adulto de chinche salivosa.  
Fuente: (SAGARPA, 2015).

#### d. Daños

El adulto chupa la savia e inyecta enzimas amilolíticas y oxidantes, así como aminoácidos que destruyen las células y bloquean los haces vasculares originando la muerte del tejido, en las hojas empieza a observarse manchas pardas-rojizas que aumentan de tamaño, provocando parches amarillentos en el cultivo y posteriormente seca el follaje, en la figura 18 se observan los daños en hojas de caña de azúcar (Bustillo y Castro, 2011).



Figura 18. Daño provocado por chinche salivosa en caña de azúcar.

Fuente: (Bustillo y Castro, 2011).

e. ¿Cómo detectar la presencia de la chinche salivosa?

En cultivos donde se sospeche la presencia de la plaga, colocar en las orillas trampas pegajosas de color amarillo, sujetadas con estacas a una altura de 30-50 cm del suelo (Bustillo y Castro, 2011).

f. ¿Cómo se traslada la chinche salivosa?

El adulto es saltador-volador, y se desplaza de una planta a otra, se puede hospedar en el cultivo por vario tiempo (Bustillo y Castro, 2011).

g. Vigilancia epidemiológica:

Cuando las poblaciones de chinche salivosa son altas, el pasto se observa como si haya sido quemado por herbicidas, reduciendo el área productiva de pasto, en maíz reduce el rendimiento al dañar las hojas y raíces (SAGARPA, 2015).

B. Mosca blanca algodonosa

Nombre científico: *Aleurodicus dispersus*

a. Importancia

La mosca blanca algodonosa *Aleurodicus dispersus* es conocida en las Islas Canarias desde 1965, hallándose en ornamentales, cítricos, plátano, mango, guayaba, aguacate, papaya, durazno, lechuga, chile etc. La hembra adulta puede poner unos 80 huevos a lo largo de toda su vida (Manzano y Carnero, 1995).

b. Distribución geográfica

En América ha sido reportada en Bahamas, Brasil, Costa Rica, Cuba, Ecuador, Haití, Perú, Panamá (Cabi, 2014).

c. Ciclo biológico

La mosca puede vivir 38 días a temperatura entre 20 y 39°C. Del huevo emerge el estado inmaduro que consta de cuatro estadios y el adulto, en la figura 19 se observa las moscas algodonosas en hojas de plátano (Manzano y Carnero, 1995).



Figura 19. Adultos y estados inmaduros en hoja de plátano.  
Fuente: (Manzano y Carnero, 1995).

Las hembras realizan la puesta en el envés de la hoja en forma de líneas espirales con aspecto ceroso y blanquecino, el huevo eclosiona a los 10 días, en la figura 20 se observa los espirales que forman las hembras en el envés de las hojas (Manzano y Carnero, 1995).



Figura 20. Puestas en espiral.  
Fuente: (Cabi, 2014).

El estado inmaduro (ninfa) es de forma oval y recubierta de cera, solo en el 1er. estadio es capaz de moverse, en el 3er y 4to estadio secreta abundante melaza y queda fija en el envés. Los adultos completan su ciclo destacan por su gran tamaño (de 1,7 a 3 mm), siendo la hembra más pequeña que el macho, en la figura 21 se observa el adulto de la mosca blanca algodonosa (Manzano y Carnero, 1995).



Figura 21. Adulto de la mosca blanca algodonosa.  
Fuente: (Cabi, 2014).

d. Daños

Directos: Ocasionalmente ocasionados por la succión de la savia, provoca pérdida de color y forma de las hojas que de continuar produce un debilitamiento progresivo hasta la total destrucción de la planta (Manzano y Carnero, 1995).

e. ¿Cómo se traslada la mosca blanca algodonosa?

El foco principal suele encontrarse fuera de la finca y dentro de la finca con focos localizados que se extienden, el adulto es volador y se traslada fácilmente (Cabi, 2014).

f. Vigilancia epidemiológica

Afecta las plantas en combinación de tres factores: En daños directos puede provocar caída prematura de hojas y reducción del vigor de las plantas, los daños indirectos debido al desarrollo de fumagina cubriendo las hojas de un hongo negro que afecta la fotosíntesis (Cabi, 2014).



### C. Mosca de la fruta

Nombre científico: *Anastrepha fraterculus*

#### a. Importancia

Originaria probablemente de Chile es una plaga que afecta frutales (cítricos, papaya, anona, mango, manzana, mora, fresa, aguacate, durazno), entre otras. Las larvas al emerger se alimentan del fruto), puede ovipositar hasta 437 huevos durante su ciclo de vida (Cabi, 2014).

#### b. Distribución geográfica

En países como Estados Unidos, México, Sur América (Argentina, Bolivia, Chile, Paraguay, Perú) (Cabi, 2014).

#### c. Ciclo biológico

Se reproduce de forma sexual, su ciclo de vida dura hasta 161 días, Presenta cuatro estados: huevo, larva (tres instares), pupa y adulto. El adulto emerge después de 10 a 15 días tiene alas características con color amarillo, el tamaño es de 5 a 7 mm; la hembra oviposita el huevo individualmente, en la figura 22 se observa el adulto de la mosca de la fruta (Cabi, 2014).



Figura 22. Mosca de los frutos adulta.  
Fuente: (Cabi, 2014).

La hembra penetra la piel del fruto y oviposita los huevos en el interior, son de color blanco a transparente, la larva emerge de 2 a 3 días. La larva es de color blanco a amarillento se alimenta en el interior del fruto durante 11 a 14 días y en el tercer instar larvario cae al suelo y empupa. La larva se alimenta de los frutos de naranja (figura 23) (Cabi, 2014).



Figura 23. Larva alimentándose y saliendo del fruto.

Fuente: (Cabi, 2014).

#### d. Daños

Se observan puntos en los frutos debido a la presencia de la larva y alimentación en su interior, provoca podredumbre, es fuente de ingreso de enfermedades en el agujero donde oviposita la mosca y por las excretas de la larva, es difícil observar síntomas en las fases tempranas de infestación (Cabi, 2014).

#### e. ¿Cómo se traslada la mosca de la fruta

El adulto es volador, por lo que su movilización es fácil, o a través del transporte de frutos (que contienen larvas en su interior y no se les realiza un tratamiento específico) (Cabi, 2014).

#### f. Vigilancia epidemiológica

Forma galerías que propician la descomposición del fruto y fuente de inóculo de enfermedades (Cabi, 2014).

### D. Nematodo de la punta blanca del arroz

Nombre científico: *Aphelenchoides besseyi*

#### a. Importancia

El nematodo fue detectado en California en 1959, es una plaga que afecta principalmente cultivos de arroz y fresa; además de maíz, cebolla, begonia, soya, crisantemo, camote, entre otras. Este nematodo se alimenta de bulbos, estolones, rizomas, raíces, hojas, flores, semillas y brotes. Puede sobrevivir de 8 meses a 3 años (Cabi, 2014).

### b. Distribución geográfica

De distribución mundial en Asia, África, Centro América y el caribe (El Salvador), Sur América, Europa y Oceanía (Cabi, 2014).

### c. Ciclo biológico

Aunque los machos son abundantes, se puede reproducir por partenogénesis, el ciclo de vida dura de 10 a 12 días, no se pueden observar a simple vista, en la figura 24 se observa la vista microscópica de un nematodo (Cabi, 2014).

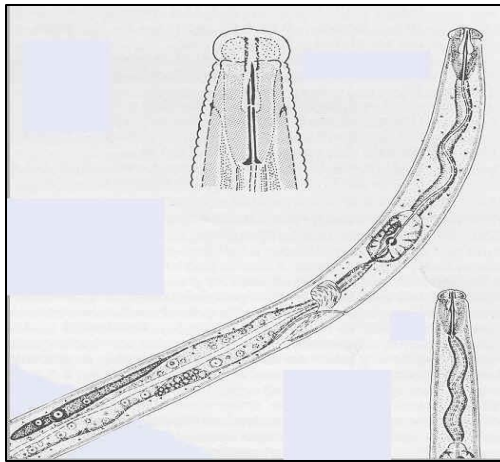


Figura 24. Vista microscópica del nematodo.

Fuente: (Cabi, 2014).

Después de la siembra los nematodos que se encontraban inactivos en el suelo, se activan atraídos por las áreas meristemáticas. Durante el llenado del grano y la maduración, la reproducción del nematodo cesa, aunque el desarrollo de la J3 a adulto continúa hasta la etapa de masa dura (Cabi, 2014).

### d. Daños

Durante el crecimiento de la planta las hojas emergen cloróticas, posteriormente se necrosan y mueren, los brotes se acolochan y deforman. Las espigas se acortan y crecen deformes, se observan los bordes de las hojas distorsionados, las plantas infectadas maduran tarde y tienen panículas estériles, que crecen en nodos altos (figura 25) (Cabi, 2014).



Figura 25. Espigas dañadas por el nematodo.  
Fuente: (Cabi, 2014).

e. ¿Cómo se traslada el nematodo de la punta blanca del arroz?

Dentro de las semillas, estructuras vegetativas de reproducción, corrientes de agua, flores etc. (Cabi, 2014).

f. Vigilancia epidemiológica

El nematodo puede afectar mercados de exportación de semillas al contenerse dentro de éstas. La viabilidad de las semillas se baja y la germinación se retrasa, se reduce el vigor de las plantas y las panículas se quedan pequeñas (Cabi, 2014).

## E. Paratrioza

Nombre científico: *Bactericera cockerelli*

a. Importancia

La Paratrioza es nativa de Norteamérica, siendo una plaga de importancia en tomate, papa, chile, berenjena, tabaco y otras solanáceas; se alimenta de hojas, brotes y frutos. Las hembras ovipositan de 300 a 500 huevos en su vida. El número de generaciones anuales oscilan de 3 a 7 (Senasica, 2014).

b. Distribución geográfica

Norteamérica, El Salvador, Guatemala, Nicaragua, Honduras y Nueva Zelanda (Cabi, 2014).

### c. Ciclo biológico

El ciclo de vida se completa de 3 a 5 semanas dependiendo de la temperatura, la temperatura ideal es de 27°C, sus etapas de desarrollo son: huevo, 5 estadios ninfales, adulto, en la figura 26 se observa el adulto de la paratrioza (Senasica, 2014).



Figura 26. Adulto de la Paratrioza.  
Fuente: (Senasica, 2014).

Los huevos son depositados individuales, principalmente en el envés de las hojas, cerca de la unión al tallo, son de color amarillo oscuro y emergen de 3 a 7 días, en la figura 27 se observa los huevos de paratrioza (Senasica, 2014).



Figura 27. Huevos de la Paratrioza sobre hojas.  
Fuente: (Senasica, 2014).

Las ninfas no se mueven y se encuentran en el envés de las hojas, esta etapa consta de 5 estadios, inicialmente son anaranjadas y luego se tornan verdes, el tiempo es de 12 a 24 días. Producen grandes cantidades de excremento que se adhiere a hojas y frutos. El adulto es de 2.5 a 2.75 mm de largo, es un buen volador y salta al ser molestado, líneas blancas o amarillas se observan en el tórax y abdomen; puede vivir de 20 a 60 días (Senasica, 2014).

d. Daños

Retardo de crecimiento, acoloramiento de hojas y brotes, clorosis y moteado, brotes terminales en forma de roseta, alargado de entrenudos. Crecimiento y producción de numerosos frutos pequeños y de baja calidad (Senasica, 2014).

e. ¿Cómo se traslada el pulgón saltador del tomate?

Los adultos son voladores pueden moverse largas distancias, además de ser transportado en material vegetal (Senasica, 2014).

f. Vigilancia epidemiológica

Produce alto número de tubérculos pequeños y deformes, colapso de estolones, pardeamiento del tejido vascular y necrosis interna que puede afectar los tubérculos enteros, afectando la venta de los mismos. Es transmisor de fitoplasmas que dañan los cultivos (Senasica, 2014).

F. Añublo bacterial del arroz

Nombre científico: *Burkholderia glumae*

a. Importancia

El añublo bacterial del arroz es una enfermedad ocasionada por una bacteria aeróbica que afecta al cultivo del arroz, además de algunos pastos como *Penisetum*, *panicum*, *paspalum* entre otros. Fue reportada por primera vez en Japón en 1950, puede causar pérdidas de hasta 80% (FONTAGRO, 2011).

b. Distribución geográfica

Japón, Corea, India, Filipinas, Tailandia, Estados Unidos, Panamá, Colombia (Salamanca, s.f.).

### c. Ciclo biológico

La enfermedad es favorecida por altas temperaturas (28 °C) y alta humedad, la lluvia puede aumentar los niveles de la enfermedad. Las semillas se contagian con la bacteria, el aumento de la infección del grano ocurre cuando florecan las panículas. En el suelo puede sobrevivir entre las raíces sin presentar síntomas en la planta (Salamanca, s.f.).

### d. Daños

El añublo bacterial del arroz afecta el periodo de floración, fructificación y crecimiento vegetativo. Floración y fructificación: Produce decoloración en las panículas, lesiones en las glumas, pudrición y deformación. Semillas: Decoloración, granos vacíos, lesiones en granos y pudrición marchita, en la figura 28 se observan las panículas de arroz con lesiones provocadas por el añublo bacterial (Salamanca, s.f.).



Figura 28. Daño en panículas de arroz.  
Fuente: (Salamanca, s.f.).

### e. ¿Cómo se dispersa el añublo bacterial del arroz?

Por medio de semilla contaminada, reutilización de costales, viento, agua de riego, insectos, material vegetal y residuos de cosecha, uso de maquinaria e implementos agrícolas (Salamanca, s.f.).

### f. Vigilancia epidemiológica

El añublo bacterial del arroz afecta la calidad del grano, ya que se tornan de color café-grisáceo y son estériles, en la figura 29 se observa el daño que ocasiona el añublo bacterial en las semillas de arroz (Salamanca, s.f.).



Figura 29. Semillas de arroz con daño del añublo bacterial del arroz.  
Fuente: (Salamanca, s.f.).

### G. Amarillamiento letal del Cocotero ALC

Agente causal: *Candidatus phytoplasma*

#### a. Importancia

El ALC es una plaga nativa de Florida, entre las plantas que afecta se encuentran: coco, caña de azúcar, palma de manila, palma hélice mexicana, pasto guínea, grama San Agustín entre otras. El insecto que transmite el fitoplasma es una chicharrita llamada *Myndus crudus* que se alimenta de las hojas y raíces, inyectando el fitoplasma dentro de la planta; esto ha provocado la muerte de millones de palmas de cocotero (Oropeza y Narváez, 2010).

#### b. Distribución geográfica

Ha sido reportado en Cuba, Islas Caimán, Jamaica, Trinidad y áreas de América Tropical, desde México hasta la parte norte de América del Sur (Oropeza y Narváez, 2010).

#### c. Ciclo biológico

El vector es *Myndus crudus*, se reproduce sexualmente, el ciclo de vida es de 65 a 70 días. La hembra oviposita los huevos en la grama cerca del suelo, son de color crema y eclosiona a los 12 días. Las ninfas permanecen en la superficie del suelo debajo de trozos de palma. El periodo de ninfa es de 35 días (Oropeza y Narváez, 2010).

El estadio de adulto tarda 30 días en promedio, se movilizan volando hacia el follaje de las palmas donde se alimentan y aparean, el adulto es de color marrón con ojos rojos, en la figura 30 se observa la chicharrita que transmite el ALC (Oropeza y Narváez, 2010).





Figura 30. Adulto de la chicharrita transmisora del ALC.  
Fuente: (Oropeza y Narváez, 2010).

d. Daños

Desarrollo de la sintomatología del amarillamiento letal del cocotero, se observa mediante la necrosis de las espatas recién han abierto, además de la caída prematura de frutos, en la figura 31 la espata de la palma de coco se encuentra necrótica por el daño causado (Oropeza y Narváez, 2010).



Figura 31. Inflorescencia necrótica, cuando la espata recién ha abierto.  
Fuente: (Oropeza y Narváez, 2010).

e. ¿Cómo se dispersa el Amarillamiento Letal del Cocotero (ALC)?

La dispersión natural del ALC puede ocurrir mediante la transmisión por el homóptero *Myndus crudus*, que se moviliza en forma natural, vientos fuertes, otros animales, corrientes de agua, etc (Oropeza y Narváez, 2010).

f. Vigilancia epidemiológica

La enfermedad del ALC provoca la pérdida de plantaciones completas, que inicia con la infección del vector al alimentarse de una planta enferma, y continúa la transmisión del fitoplasma a una planta sana provocando su muerte, en la figura 32 se observa el amarillamiento de las hojas de las plantas de cocotero (Oropeza y Narváez, 2010).



Figura 32. Amarillamiento progresivo de las hojas inferiores, intermedias y superiores.  
Fuente: (Oropeza y Narváez, 2010).

#### H. Cáncer bacteriano

Nombre científico: *Clavibacter michiganensis*

##### a. Importancia

El Cáncer bacteriano es una enfermedad muy seria del tomate, además afecta algunas solanáceas (chile, hierba mora) se descubrió por primera vez en 1909 en Estados Unidos, pero actualmente se ha reportado en áreas de producción de tomate de todo el mundo (Cabi, 2014).

##### b. Distribución geográfica

Asia, África, Norte América, Europa, Oceanía, Centroamérica y el Caribe (Cabi, 2014).

##### c. Ciclo biológico

La infección primaria viene de la semilla, o plántulas durante el trasplante, la bacteria sobrevive en restos vegetales en el suelo (Cabi, 2014).



Figura 33. Rastrojo de tomate con presencia de Cáncer bacteriano.  
Fuente: (Cabi, 2014).

#### d. Daños

Fruto: Se desarrollan pequeñas manchas oscuras, rodeadas de un halo blanco, que se denomina “ojo de pájaro”. Las manchas oscuras se elevan y los centros se vuelven cafés con el tiempo (Cabi, 2014).

Plántulas: necrosis en los márgenes de las hojas, manchas necróticas de café claro a oscuro en las hojas y tallos, pequeñas ampollas levantadas de color blanco, achaparramiento, marchitez y rotura de tallo también pueden ocurrir, especialmente en plantas injertadas, en la figura 34 se observa las lesiones en el injerto de tomate (Cabi, 2014).



Figura 34. Lesiones típicas en el tallo de plantas jóvenes. Nótese el sitio del injerto.  
Fuente: (Cabi, 2014).

e. ¿Cómo se dispersa el cáncer bacteriano?

Por medio de la semilla, rastrojos en el suelo, plántulas para injerto contaminadas, uso de herramientas para poda sin desinfección, en la figura 35 se observa el daño en las hojas, comúnmente llamado fuego (Cabi, 2014).



Figura 35. Necrosis de la hoja comúnmente llamada “fuego”.  
Fuente: (Cabi, 2014).

I. Nematodo de la papa

Nombre científico: *Ditylenchus destructor*

a. Importancia

El nematodo de la papa fue reportado por primera vez en papa y zanahoria en Perú, puede llegar a representar un importante parásito en el cultivo de la papa ya que provoca pérdidas de hasta un 94%. Los cultivos que afecta son papa, camote, remolacha, zanahoria, cebolla, ajo, gladiolo, dalia, tulipanes, hongos cultivados, entre otras plantas. Se alimenta de los tubérculos, raíces, bulbos, etc, algunas veces invade las partes aéreas y causa enanismo, arrollamiento y decoloración de las hojas (Cabi, 2014).

b. Distribución geográfica

Asia, Norteamérica, Haití, Rusia, etc (Cabi, 2014).

### c. Ciclo biológico

Es un nematodo endoparásito migratorio, no se observa a simple vista. El ciclo de vida se completa de 68 días, en condiciones ambientales favorables, a una temperatura de 28°C los huevos abren y el desarrollo de huevo a adulto (estados juveniles) se inicia, no soporta desecación. El huevo eclosiona al estar cerca de raíces para alimentarse, luego sigue su desarrollo, en la figura 36 se observa la vista microscópica del nematodo (Cabi, 2014).

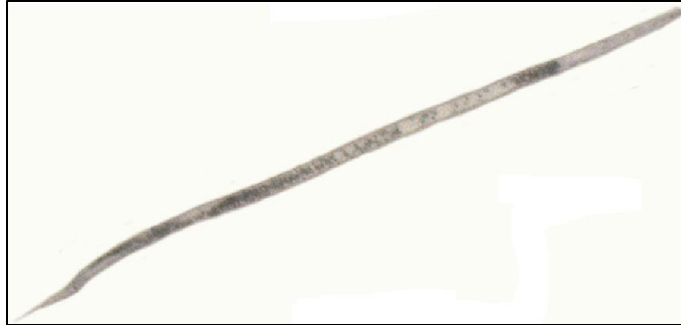


Figura 36. Vista microscópica del nematodo de la papa.  
Fuente: (Cabi, 2014).

### d. Daños

En las infestaciones que ocurren en etapas iniciales o a la mitad del desarrollo del tubérculo, los nematodos se encuentran aislados o en grupos en el tejido donde causan lesiones pequeñas de color blanco. Al aumentar la población del nematodo es mayor la cantidad de tejido que se vuelve oscuro debido a que es invadido por organismos secundarios que causan pudrición seca o blanda. El daño que ocasiona el nematodo es fuente de ingreso de enfermedades fungosas y bacteriales que ocasionan deterioro y putrefacción (figura 37) (Cabi, 2014).

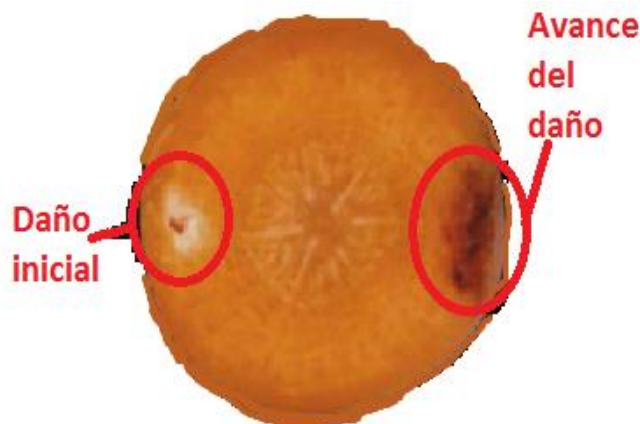


Figura 37. Corte transversal en zanahoria dañada.  
Fuente: (Cabi, 2014).

e. ¿Cómo se traslada el nematodo?

Semillas de papa llevan la infección, suelo en herramientas agrícolas y maquinaria, cajas de transporte sucias, agua de riego, en la figura 38 se observa una de las formas en que el nematodo puede ser transportado (Cabi, 2014).

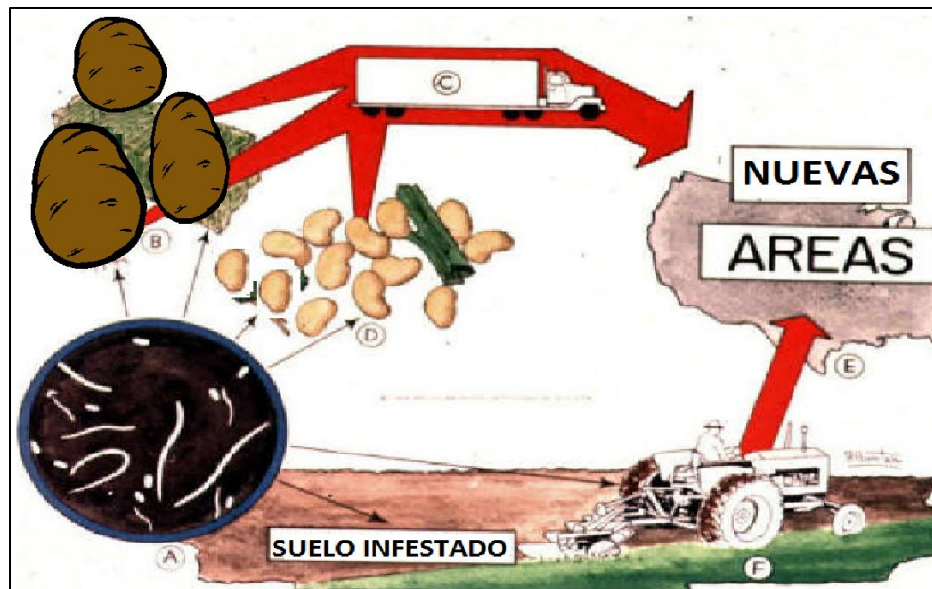


Figura 38. Dispersión del nematodo.

Fuente: (Cabi, 2014).

## J. Nematodo del tallo

Nombre científico: *Ditylenchus dipsaci*

### a. Importancia

Es un nematodo endoparásito que ocasiona daños en raíces y por ende en distintas partes de las plantas. Afecta cebolla, apio, ajo, fresa, ornamentales (flores con bulbo), remolacha, avena, haba, maíz, cucurbitáceas, entre otras. Es uno de los nematodos que provoca devastaciones en los cultivos, principalmente en regiones templadas. Sin control puede ocasionar la pérdida completa de cultivos. Durante el cuarto estado juvenil Puede sobrevivir en desecación por muchos años (Cabi, 2014).

### b. Distribución geográfica

Europa, Norte y Sur América, Costa Rica, Norte y Sur de África, Asia y Oceanía (Cabi, 2014).

### c. Ciclo biológico

El nematodo no se puede observar a simple vista, su ciclo de vida depende de las condiciones ambientales, siendo de 20 días aproximadamente, en la figura 39 se observa el nematodo que daña los tallos de la cebolla (Cabi, 2014).



Figura 39. Nematodo del tallo.  
Fuente: (Cabi, 2014).

La hembra puede ovipositar de 200 a 500 huevos, en el suelo, cercano a las raíces. Durante los estadios juveniles se alimenta del parénquima de las raíces y en el cuarto estadio juvenil aumentan las infestaciones ya que afecta semillas y puede persistir por muchos años, además puede sobrevivir durante años sin una planta huésped, en la figura 40 se observa la forma en que el nematodo infesta la cebolla y ocasiona daños posteriores (Cabi, 2014).

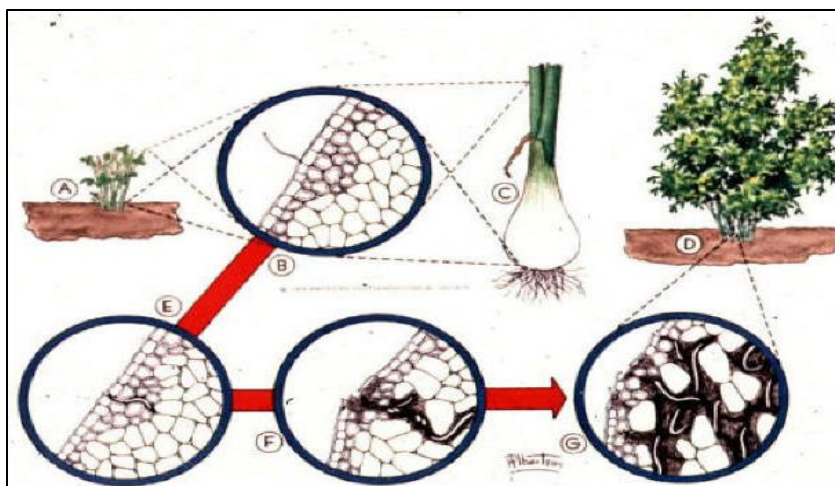


Figura 40. Infestación del nematodo en cebolla.  
Fuente: (Cabi, 2014).

### d. Daños

Este nematodo causa hinchazón y distorsión de la parte aérea de la planta, necrosis en raíces y pudrición de la base del tallo, bulbos, tubérculos y rizomas, en la figura 41 se observan bulbos de cebolla dañados (Cabi, 2014).



Figura 41. Pudrición de bulbos de cebolla.

Fuente: (Cabi, 2014).

e. ¿Cómo se traslada el nematodo?

Por medio de semillas, restos vegetales, suelo, el agua de riego y el cultivo de herramientas agrícolas contaminados y la maquinaria también son fuentes de diseminación del inóculo (Cabi, 2014).

f. Vigilancia epidemiológica

Provoca daños en raíces, pudriciones de bulbos, rizomas, etc. Los daños en hojas son deformaciones y clorosis, produce enanismo y en algunos casos la muerte de la planta, en la figura 42 se observan bulbos de cebolla con deformaciones ocasionadas por el nematodo (Cabi, 2014).



Figura 42. Daño en bulbos de cebolla.

Fuente: (Cabi, 2014).



## K. Trips

Nombre científico: *Frankliniella occidentalis*

### a. Importancia

El trips es una plaga conocida desde 1960 en el medio occidental de Estados Unidos, ataca a diversidad de plantas entre las que se encuentran: rosa, chile, melón, fresa, durazno, ornamentales, tomate, uva, gladiolo, nectarina entre otras; puede ser portador de virus. Se alimenta de flores, frutos, hojas y brotes, presenta arriba de 15 generaciones por año (Cabi, 2014).

### b. Distribución geográfica

Asia, África, Norte América, Costa Rica, Guatemala, algunos países de Europa, Sur América (Cabi, 2014).

### c. Ciclo biológico

Se reproduce por partenogénesis, completa su ciclo de vida de 18 a 25 días según condiciones climáticas. Sus etapas de desarrollo son: huevo, dos instares larvarios, dos instares inactivos (pupa) y adulto, en la figura 43 se observan los adultos de trips (Cabi, 2014) .



Figura 43. Trips adultos.

Fuente: (Cabi, 2014).

La hembra oviposita los huevos dentro de los tejidos de las hojas, partes florales y frutos tiernos, eclosionan a los 4 días, los 2 instares larvarios duran 6 días en los que los trips se alimentan del tejido vegetal. Durante los 2 instares inactivos (pupa) el trips no se alimenta, se encuentra en tejidos muertos en el suelo, se completa en 8 días aproximadamente.

El adulto puede vivir hasta 90 días, las hembras ovipositan de 20 a 40 huevos durante su vida, en la figura 44 se observa el ciclo de vida del trips.

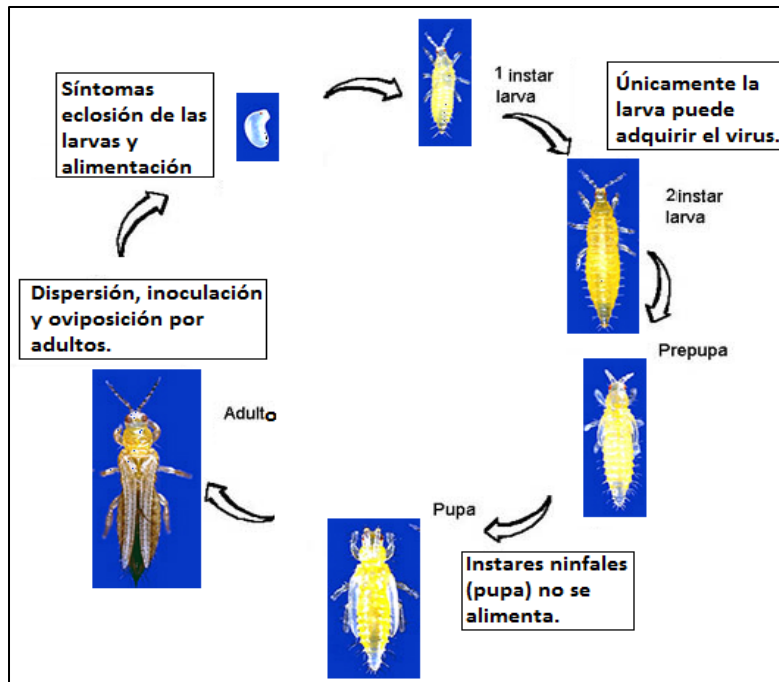


Figura 44. Ciclo de vida del trips.

Fuente: (Cabi, 2014).

#### d. Daños

Daña las flores y cuando cuaja el fruto, ocasiona manchas y deformaciones y por ende la pérdida de la calidad de la cosecha, en rosas rojas ocasiona manchas blancas en pétalos. Las hojas se deforman, e indirectamente son causa de cierre de mercados por su presencia en la cosecha, en la figura 45 se observan trips adultos en un botón floral (Cabi, 2014).



Figura 45. Trips adulto alimentándose en una planta ornamental.

Fuente: (Cabi, 2014).

e. ¿Cómo se traslada el trips?

Pueden movilizarse en estadios ninfales, por medio de rastros, material vegetal y dispersarse por corrientes de aire y por animales (Cabi, 2014).

f. Vigilancia epidemiológica

Al alimentarse transmite Tospovirus, que ocasiona síntomas distintos en cada cultivo, en la figura 46 se observa un chile pimiento con daños ocasionados por trips.



Figura 46. Daño en chile pimiento por trips.  
Fuente: (Cabi, 2014).

L. Nematodo del quiste blanco de la papa

Nombre científico: *Globodera pallida*

a. Importancia

El nematodo del quiste blanco de la papa (*Globodera pallida*) es originario de los Andes, afecta a los cultivos de papa, tomate, berenjena, tomate y otras solanáceas. En Noruega se han reportado pérdidas hasta del 60%. Cada quiste del nematodo puede contener hasta 500 huevos y pueden mantener su viabilidad por varios años (Coto A. , 2005).

b. Distribución geográfica

Se encuentra en algunos países de Asia, Islas Canarias, Nueva Zelanda y Ucrania, con distribución restringida en Costa Rica y Panamá (Cabi, 2014).

c. Ciclo biológico

Los huevos son producidos y retenidos dentro de la hembra que al madurar completamente muere y se transforma en quiste, los factores que estimulan la eclosión

son los exudados radiculares, y la humedad del suelo, la temperatura oscila entre 10 a 18°C. En la figura 47 se observan los nematodos adheridos a las raíces de las plantas (Coto A. , 2005).



Figura 47. Nematodo adherido a las raíces.  
Fuente: (Coto A. , 2005).

#### d. Daños

Inicialmente, los cultivos muestran parches de poco crecimiento y plantas afectadas pueden mostrar clorosis y marchitamiento. Se reduce el rendimiento, obteniendo tubérculos pequeños, en la figura 48 se observa un cultivo de papa con parches donde las plantas presentan un crecimiento menor al resto (Coto A. , 2005).



Figura 48. Cultivo con daño de nematodos.  
Fuente: (Coto A. , 2005).

#### e. ¿Cómo se dispersa el nematodo del quiste blanco de la papa?

Por medio de labores culturales de suelo, contenedores, herramientas, equipo, maquinaria agrícola, transporte de herramienta con tierra de otra área, en la cosecha, al llevar tubérculos de un área a otra, por escorrentía, en la figura 49 se observan las raíces de una planta de papa con reducción de crecimiento de raíces (Coto A. , 2005).



Figura 49. Reducción de raíces, síntoma secundario del nematodo.

Fuente: (Coto A. , 2005).

#### Medidas de prevención y control

La rotación de cultivos, establecimiento de cultivos trampa, solarización del suelo antes de la siembra son medidas que ayudan a disminuir las poblaciones del nematodo (Coto A. , 2005).

#### f. Vigilancia epidemiológica

Las plantas muestran síntomas consistentes con pudrición de raíz o alteración vascular. Las partes aéreas de la planta muestran un retraso en el crecimiento, aspecto débil, además de una leve clorosis y marchitez (Coto A. , 2005).

#### M. Nematodo dorado de la papa

Nombre científico: *Globodera rostochiensis*

##### a. Importancia

El nematodo dorado de la papa (*Globodera rostochiensis*) es originario de Alemania considerado como la plaga más importante del cultivo de la papa en las áreas de clima frío y templado. Afecta el tomate, berenjena y otras solanáceas, causa pérdidas dependiendo de la densidad de la población en el suelo que van arriba del 80% del cultivo. Cada quiste del nematodo puede contener de 400 a 500 huevos y pueden mantener su viabilidad hasta por 20 años (MAG, 2001).

b. Distribución geográfica

Se encuentra en Sur América, Alemania, Estados Unidos, México, Canadá, Asia, África y Australia (MAG, 2001).

c. Ciclo biológico

Por estímulo de los exudados radiculares, emergen más del 50% de las larvas que se encuentran en su segundo estadio dentro de los huevos que encierran los quistes y penetran en las raíces de la planta hospedante, en la figura 50 se observa una hembra de nematodo adherida a las raíces de una planta (MAG, 2001).



Figura 50. Hembra adherida a las raíces.  
Fuente: (MAG, 2001).

Se alimentan y se desarrollan pasando por tres mudas; las hembras crecen y rompen el tejido radicular. Los machos maduros tienen forma de larva; abandonan la raíz y se aparean con las hembras que han quedado insertas por medio de la cabeza y cuello, en el tejido radicular. Los huevos son producidos y retenidos dentro de la hembra y cuando las hembras están completamente maduras, mueren y se transforman en quistes o cubierta protectora de los huevos (figura 51).

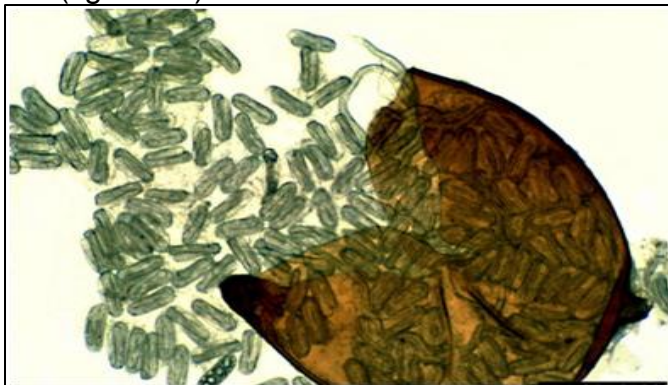


Figura 51. Quiste de nematodo.  
Fuente: (MAG, 2001).

Es conocido que los quistes sobreviven condiciones adversa (heladas y desecación del suelo) y en ausencia del hospedero pueden permanecer viables en el suelo por más de 20 años (MAG, 2001).

d. Daños

Los nematodos no provocan daños específicos en la parte aérea de la planta pero generalmente pueden observarse parches de poco crecimiento con amarillamiento en el follaje, la planta afectada muestra síntomas similares a los provocados por deficiencia de agua o de elementos minerales. El daño es en raíces y puede provocar la muerte prematura de la planta (MAG, 2001).

e. ¿Cómo se dispersa el nematodo dorado de la papa?

Por medio de labores culturales de suelo, contenedores, herramientas, equipo, maquinaria agrícola, transporte de herramienta con tierra de otra área, en la cosecha, al llevar tubérculos de un área a otra, en los zapatos de los trabajadores (MAG, 2001).

f. Vigilancia epidemiológica

Las plantas muestran síntomas consistentes con pudrición de raíz o alteración vascular. Las partes aéreas de la planta muestran un retraso en el crecimiento, aspecto débil, además de una leve clorosis y marchitez (MAG, 2001).

N. Chinche ligus

Nombre científico: *Lygus lineolaris*

a. Importancia

Es una plaga que se ha reportado como transmisora de enfermedades, afecta a los siguientes cultivos: algodón, alfalfa, frijol, soya, manzana, cereza, zanahoria, pera, tomate, fresa, durazno, coníferas, maíz, chile, brócoli etc. La chinche presenta 2 a 3 generaciones por año (Celaya, 2005).

b. Distribución geográfica

Norte América, Canadá, Estados Unidos y la mayoría de estados de México (Celaya, 2005).

c. Ciclo biológico

El ciclo de vida se completa en cuatro semanas, según condiciones ambientales, las etapas de vida son: Huevo, cinco estadios ninfales y adulto. La hembra oviposita los huevos en el peciolo lámina de las hojas, comúnmente individuales, algunas veces varios en el mismo peciolo. Los huevos son curvados pero en la punta son aplanados. La ninfa emerge de 7 a 10 días. En la figura 52 se observa un huevo de la chinche ligus (Celaya, 2005).

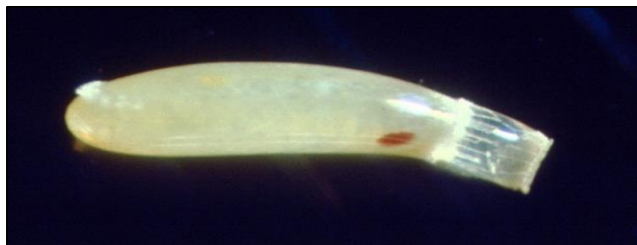


Figura 52. Huevo de la chinche ligus.  
Fuente: (Celaya, 2005).

La ninfa al emerger es de color verde amarillenta luego se torna amarilla, sin alas. En el cuarto y quinto estadio tienen manchas negras sobre el abdomen y tórax, se desarrollan en tres semanas, alimentándose de brotes, hojas tiernas y flores. En la figura 53 se observan los estadios ninfales de la chinche ligus (Celaya, 2005).



Figura 53. Estadios ninfales de la chinche ligus.  
Fuente: (Celaya, 2005).

El adulto mide hasta 6 mm, es de color amarillo con manchas negras, el escutelo tiene una mancha amarilla en forma de corazón, puede vivir de 1 a 2 meses (Celaya, 2005).



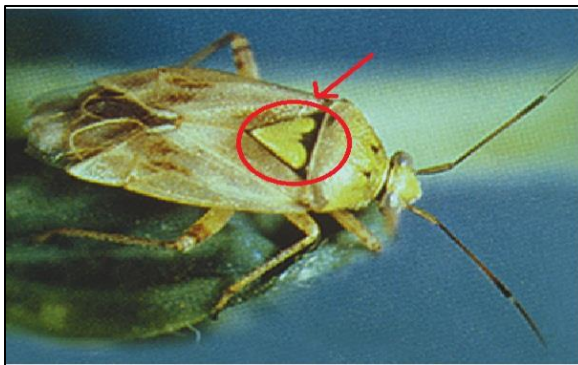


Figura 54. Mancha característica del adulto de la chinche ligus.  
Fuente: (Celaya, 2005).

d. Daños

Al alimentarse de las plantas inyecta sustancias tóxicas entre su saliva que daña las plantas. Produce mal formaciones de brotes, amarillamiento, atrofia apical, elongación de entrenudos. Caída prematura de flores y frutos, deformación de frutos. Disminuye el crecimiento de las plantas (figura 55) (Celaya, 2005).



Figura 55. Adultos de la chinche ligus en un brote floral.

Fuente: (Celaya, 2005).

e. ¿Cómo se traslada la chinche ligus?

El adulto es volador, se mueve de una planta a otra, se puede hospedar en malezas dentro del cultivo por vario tiempo (Celaya, 2005).

f. Vigilancia epidemiológica

Al alimentarse de flores y frutos produce deformaciones afectando directamente la producción, en la figura 56 se observa el fruto de la fresa dañado por la chinche ligus (Celaya, 2005).



Figura 56. Cultivo de fresa con daños ocasionados por la chinche ligus.  
Fuente: (Celaya, 2005).

### O. Cochinilla rosada del hibisco

Nombre científico: *Maconellicoccus hirsutus*

#### a. Importancia

La cochinilla rosada del hibisco *Maconellicoccus hirsutus* originaria probablemente del sur de Asia es una plaga que ataca a más de 200 géneros de plantas de importancia económica, entre estas: árboles forestales (teca), frutales (anona, guanábana, carambola), ornamentales (hibisco), tubérculos y hortalizas (espárrago, remolacha, repollo) así como a especies vegetales silvestres. Se alimenta de rebrotes nuevos y axilas del tallo, puede reproducirse hasta 15 veces por año (Echegoyén y González, 2010).

#### b. Distribución geográfica

De distribución mundial en Asia, África, Centro América (Belice) y el Caribe, presente en Norte América (México), Sur América y Oceanía (Echegoyén y González, 2010).

#### c. Ciclo biológico

En América se reproduce de forma sexual puede vivir 35 días en condiciones cálidas, presenta tres estadios inmaduros en las hembras y cuatro en el macho, y el estado adulto; las hembras depositan los huevos de color rosado muy tenue, con un extremo claramente rosado, dentro de un saco blanco y algodonoso que llega a cubrir por completo a la hembra, en cualquier parte de la planta (brotes, ramas, troncos, frutos); de donde sale la

ninfa I a los 3-8 días. En la figura 57 se observan los huevos de la cochinilla rosada, depositados dentro de unos sacos de color blanco (Echegoyén y González, 2010).



Figura 57. Huevos de *M. hirsutus* dentro de los sacos.  
Fuente: (Echegoyén y González, 2010).

La hembra completa su estado ninfal de 21-22 días, el macho completa su estado ninfal de 16-17 días. Las ninfas macho y hembra pueden distinguirse al final del segundo estadio, ya que los machos producen pupas algodonosas que son más pequeñas y delgadas que las de las hembras, en la figura 58 se observan estados ninfales y adultos de la cochinilla rosada (Echegoyén y González, 2010).



Figura 58. Estados ninfales y adulto de cochinilla rosada del hibisco.  
Fuente: (Echegoyén y González, 2010).

#### d. Daños

Provoca encogimiento de los tejidos, que conducen a deformaciones severas como encarrugamiento de hojas. La saliva que inyecta al alimentarse de la planta contiene una sustancia fitotóxica. Frutos anormales y caída prematura, secado y caída de inflorescencias, desarrollo de fumagina por la excreción de mielecilla (Echegoyén y González, 2010).

e. ¿Cómo se traslada la cochinilla rosada?

Pueden movilizarse en estadios ninfales y dispersarse por corrientes de aire y por animales. Las colonias de cochinilla se asocian con poblaciones de hormigas (mutualismo), ya que a cambio de las sustancias azucaradas excretadas por las cochinillas, las hormigas las protegen de enemigos naturales, en la figura 59 se observa el daño ocasionado a brotes de hibisco (Echegoyén y González, 2010).



Figura 59. Daño en brote de hibisco.

Fuente: (Echegoyén y González, 2010).

e. Vigilancia epidemiológica

En las plantas la plaga produce malformaciones y marchitamientos de brotes y a medida que la planta muere desde las puntas hacia la base las cochinillas migran hacia los tejidos vivos, provoca engrosamiento en tallos y atrofia en forma de roseta las yemas terminales (Echegoyén y González, 2010).

P. El taladro de la palmera

Nombre científico: *Opogona sacchari* (Bojer)

a. Importancia

Lepidóptero originario de regiones tropicales y subtropicales de África, donde no es una plaga de importancia. Causa graves daños en cultivos de platanera. Se encuentra en cultivos tropicales; Banano, palmera, piña, bambú, maíz y caña de azúcar a nivel de campo. En invernaderos en países europeos ha sido encontrado infestando varios cultivos ornamentales tropicales y subtropicales tales como *Cactaceas*, *Dracaenas*, *Strelizia* y *Yucca* (Sanabria, 2006).

### b. Distribución geográfica

Europa (España, Holanda, Italia, Polonia, Portugal y Suiza), Asia (China), África (Cabo Verde, Madagascar, Marruecos, Nigeria, Reunión y Sur África) y América (Barbados, Bermuda, Brasil, Estados Unidos, Honduras, Perú y Venezuela) (Sanabria, 2006).

### a. ciclo biológico

Huevo: Los huevos son muy difíciles de detectar, son muy pequeños (0.5–0.55 mm y 0.38 mm de diámetro), amarillos claros en el momento de la ovoposición y marrón amarillento justo antes de la eclosión. Los huevos son depositados en las grietas de los tejidos vegetales tanto individualmente como en pequeños grupos. Las larvas emergen a la semana aproximadamente (figura 60) (Sanabria, 2006).



Figura 60. Huevo de *Opogona sacchari*.  
Fuente: (Sanabria, 2006).

Larva: Es blanca y por partes transparente. Tiene una cabeza roja-marrón brillante con un ocelo en cada. Mide entre 21 y 26 mm de largo y 3 mm de ancho. Las larvas son generalmente considerados taladros que se alimentan de tejidos de vegetales muertos o en estado de descomposición, aunque también puede colonizar tejidos vivos, ocasionando en ellos graves daños, en la figura 61 se observa la larva de *Opogona sacchari* (Sanabria, 2006).



Figura 61. Larva de *O. sacchari*.  
Fuente: (Sanabria, 2006).

Pupa: Las larvas crisalidan en el material vegetal en descomposición (figura 62). La crisálida es de color marrón con menos de 10 Al final del abdomen tiene dos ganchos curvados, característicos de la especie. El ciclo completo, de huevo a adulto, dura aproximadamente 3 meses a 15° C, la pupa del taladro de la palmera es de color marrón y se observa en la figura 62 (Sanabria, 2006).



Figura 62. Pupa de *O. sacchari*.  
Fuente: (Sanabria, 2006).

Adulto: Es una polilla de hábitos nocturnos, por lo tanto muy difícil de observar. Mide 11 mm de longitud y de color marrón amarillento, con dos pequeños puntos negros en cada ala. En la figura 63 se observa el adulto de la polilla de taladro de la palmera (Sanabria, 2006).



Figura 63. Adulto de *O. sacchari*.  
Fuente: (Sanabria, 2006).

### c. Daños

Los estados tempranos de túneles en los tallos de los hospederos son prácticamente indetectables. Las larvas se alimentan en tejidos carnosos y leñosos; los tallos se ahuecan gradualmente y comienzan a llenarse con deshechos de los insectos. En un avanzado estado de infestación, os deshechos pueden acumularse a la entrada de los huecos de las perforaciones y en la base de las plantas. Las hojas pueden marchitarse y caer prematuramente, en severas infestaciones la planta puede colapsar (figura 64) (Sanabria, 2006).



Figura 64. Sintomatología en palma.  
Fuente: (Sanabria, 2006).

d. ¿Cómo se dispersa el taladro de la palmera?

La plaga puede dispersarse por sí misma volando dentro de los invernaderos o sobre cortas distancias en el campo. En el comercio internacional es capaz de ser llevada en material de propagación de plantas hospederas (Sanabria, 2006).

e. Vigilancia epidemiológica

Las larvas forman túneles en los tallos de las plantas afectadas, causando huecos dentro de los tallos, las heridas sirven como entrada para patógenos como bacterias y hongos. Las hojas pueden marchitarse y caer prematuramente, en severas infestaciones la planta puede colapsar (Sanabria, 2006).

Q. Mancha de asfalto

Nombre científico: *Phyllachora maydis*

a. Importancia

La mancha de asfalto es un complejo de hongos formado por: *Phyllachora maydis*, *Monographella maydis* y el hiperparásito *Coniothyrium phyllachorae* que afecta al maíz, dañando las hojas y disminuyendo por ende la productividad del cultivo, suele afectar los granos provocando su germinación prematura (Monterroso, 2011).

### b. Distribución geográfica

Se encuentra en México, Centroamérica y el Caribe: Costa Rica, Guatemala, El Salvador, Honduras y Sur América (Monterroso, 2011).

### c. Daños

La enfermedad es favorecida por temperaturas frescas que oscilan entre 16-20 °C, altas temperaturas y alta humedad relativa 75%. Hojas: Se manifiesta en la prefloración y floración, los síntomas iniciales son pequeñas manchas circulares oscuras sobre la hoja con apariencia de asfalto, rodeadas de una mancha marrón denominada ojo de pescado, las lesiones crecen y se aglutinan después de 7-14 días. En la figura 65 se observa una hoja de maíz con lesiones provocadas por la mancha de asfalto (Monterroso, 2011).



Figura 65. Avance de las lesiones en hojas de maíz.  
Fuente: (Monterroso, 2011).

Si las condiciones son favorables a la enfermedad las hojas pueden morir completamente en 21-30 días. Fruto: Afecta al inicio del llenado del grano causando la germinación prematura y arrugamiento, en la figura 66 se observa el daño avanzado en un cultivo de maíz (Monterroso, 2011).



Figura 66. Hojas y frutos secos a causa del avance de la mancha de asfalto.  
Fuente: (Monterroso, 2011).



d. ¿Cómo se dispersa la mancha de asfalto?

No se conoce si el complejo mancha de asfalto pueda ser transmitido por semilla. Se transporta en las hojas y rastrojos, además por el viento y la lluvia (Monterroso, 2011).

e. Vigilancia epidemiológica

Puede llegar a producir pérdidas hasta del 80%, el follaje completo puede ser quemado en menos de dos semanas, debido a la rapidez de su ascenso y a la unión de las lesiones en las hojas. Si la enfermedad aparece en etapas muy tempranas de la floración, las mazorcas pierden peso y los granos se observan chupados, flácidos y flojos. Las mazorcas pueden germinar prematuramente en la punta (Monterroso, 2011).

R. Nematodo

Nombre científico: *Pratylenchus brachyurus*

a. Importancia

El nematodo *Pratylenchus brachyurus* es una plaga cosmopolita que ataca a diferentes plantas, entre estas: piña, papa, café, aguacate durazno, tabaco, cereales, manía, algodón, caña de azúcar, sorgo, eucalipto, entre otras. Se alimenta de las raíces provocando achaparramiento, se ha encontrado asociado a bacterias y hongos. Puede sobrevivir hasta 24 meses (Cabi, 2014).

b. Distribución geográfica

Se encuentra en Chile, Australia, Egipto, Estados Unidos, Brasil, Hawaii y en regiones tropicales (Cabi, 2014).

c. Ciclo biológico

No es posible verlos a simple vista y comúnmente se reproducen por partenogénesis ya que raramente se encuentran machos. El ciclo de vida es de cuatro semanas a temperaturas de 28°C - 30°C, pasa por huevo, cuatro estadios juveniles y adulto. Son endoparásitos migratorios, se movilizan dentro de las raíces y en el suelo. La hembra adulta oviposita los huevos en el interior de las raíces o los libera en el suelo, luego de la

incubación emerge el estado juvenil J2 que se moviliza para buscar otros sitios de alimentación, para continuar con las mudas hasta el estado adulto, en este estado invade las raíces y daña los tejidos provocando bloqueos, reduciendo el sistema radicular. En la figura 67 se observan los huevos del nematodo dentro de la raíz de una planta (Cabi, 2014).



Figura 67. Huevos del nematodo en el interior de la raíz.

Fuente: (Cabi, 2014).

#### d. Daños

El daño se aprecia en poco tiempo (10 días) y se manifiesta en la lentitud del crecimiento y achaparramiento de la planta. Se ha encontrado asociado a patógenos como *Pseudomonas Solanacearum*, *Phytophthora parasitica*, *Rhizoctonia solana*, *Pythium graminicola* y *Pythium debaryanum*. En la plantación se observan plantas pequeñas y amarillentas, en puntos localizados (Cabi, 2014).

#### e. ¿Cómo se dispersa el nematodo?

Por medio de labores culturales de suelo, contenedores, herramientas, equipo, maquinaria agrícola, transporte de herramienta con tierra de otra área, en la cosecha, al llevar tubérculos de un área a otra, en los zapatos de los trabajadores (Cabi, 2014).

#### f. Vigilancia epidemiológica

Las plantas muestran síntomas consistentes con pudrición de raíz o alteración vascular. Las partes aéreas de la planta muestran un retraso en el crecimiento, aspecto débil, además de una leve clorosis y marchitez (Cabi, 2014).

## S. Leprosis de los cítricos

Agente causal: Posible Rhabdovirus

### a. Importancia

La leprosis de los cítricos fue encontrada en 1999 en Panamá, afecta los cítricos entre estos: naranja dulce, naranja agria, limón rugoso, cidra, mandarina, mandarina cleopatra, toronja, tangerina, pomelo de Siria, limón cerquero etc. El vector que transmite el virus de la leprosis de los cítricos es el ácaro *Brevipalpus sp.* Que se alimenta de las hojas, tallos y frutos (Senasica, 2014).

### b. Distribución geográfica

Argentina, Brasil, Estados Unidos, Florida, Paraguay, Uruguay; Venezuela entre otros (Senasica, 2014).

### c. Ciclo biológico

El vector es el ácaro *Brevipalpus sp.* generalmente se reproduce por partenogénesis, la hembra puede vivir 30 días, presenta tres estados inmaduros. Las hembras ovipositan una vez al día en el envés de las hojas, la larva dura de 7-10 días, completa la etapa de protoninfa de 5-8 días. En estas etapas, las ninfas sufren cambios fisiológicos internos, pero permanecen in-móviles y no se alimentan. La etapa de deutoninfa dura 7-7.5 días, es más grande que la protoninfa, en la figura 68 se observa el ciclo de vida del ácaro transmisor de la leprosis de los cítricos (Senasica, 2014).

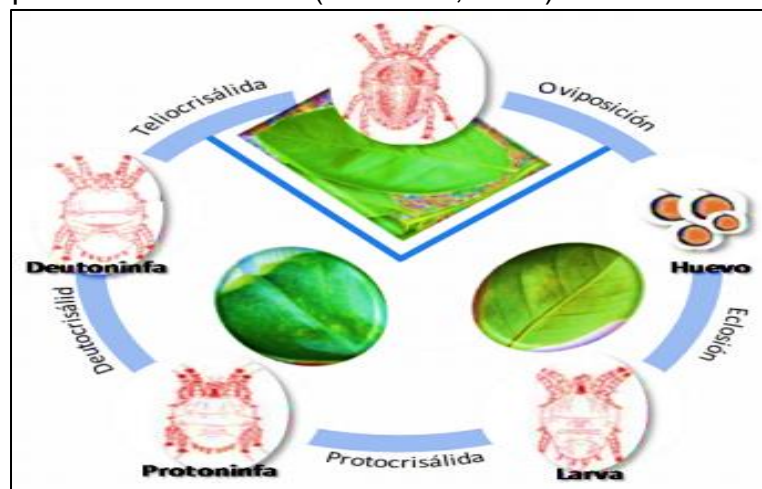


Figura 68. Ciclo de vida del ácaro *Brevipalpus sp.*

Fuente: (Senasica, 2014).

#### d. Daños

Al alimentarse el ácaro inyecta toxinas a la planta que provocan en las hojas lesiones redondeadas con una mancha central oscura y un halo clorótico alrededor con anillos marrones, en la figura 69 se observan los síntomas provocados por la leprosis de los cítricos (Senasica, 2014).



Figura 69. Hojas de cítricos lesionadas.  
Fuente: (Senasica, 2014).

En los frutos de ancho con un centro necrótico, ocasionalmente se observa exudación gomosa en la lesión. En ramas, las lesiones son protuberantes, de color grisáceo o rojo oscuro que pueden llevar a la muerte de las ramitas, en la figura 70 se observa los daños en los frutos de naranja (Senasica, 2014).



Figura 70. Daño en frutos de naranja.  
Fuente: (Senasica, 2014).

#### e. ¿Cómo se dispersa la leprosis de los cítricos?

La dispersión natural es mediante la transmisión por el ácaro *Brevipalpus sp.* que se moviliza en forma natural, vientos fuertes, otros animales, corrientes de agua, etc (Senasica, 2014).

f. Vigilancia epidemiológica

Árboles con infecciones avanzadas se observan con defoliación prematura e intensa y puede presentar muerte regresiva de ramas y eventualmente la muerte del árbol (Senasica, 2014).

T. Trips del melón

Nombre científico: *Thrips palmi*

a. Importancia

El trips del melón es una plaga que ha ocasionado daños desde 1977 fue reportada en las Filipinas al destruir casi el 80% de la plantación de melón, ataca a cucúrbitas y solanáceas, chile, arveja, papa, tomate, girasol, lechuga, mango etc. En algunos países es portador de virus. El adulto es de color amarillo, puede vivir hasta 30 días (en el caso de las hembras). Se alimenta de flores, frutos, hojas y brotes puede ovipositar hasta 204 huevos durante su ciclo de vida, en la figura 71 se observa el trips del melón en estado adulto (Capinera, 2000).



Figura 71. Estadio adulto del trips del melón.  
Fuente: (Capinera, 2000).

b. Distribución geográfica

Asia, Nigeria, México, Florida, Hawaii, Jamaica, Costa Rica, Suramérica, algunos países de Oceanía (Capinera, 2000).

### c. Ciclo biológico

Se reproduce por partenogénesis y sexualmente, completa su ciclo de vida a los 17.5 días aproximadamente. Sus etapas de desarrollo son: huevo, dos instares larvarios, dos instares inactivos y adulto (Capinera, 2000).

Las hembras ovipositan los huevos dentro de los tejidos verdes de la planta a los 7.5 días eclosiona el huevo, durante los siguientes 2 instares (larvas) se alimentan en grupos, esto tarda 5 días. Los dos instares siguientes son inactivos (pupa) el trips no se alimenta este consta de 4 días (figura 72) (Capinera, 2000).



Figura 72. Instares del trips del melón.  
Fuente: (Capinera, 2000).

### d. Daños

Al alimentarse de las hojas se observa un color plateado sobre el tejido deformaciones en brotes. Raspados y deformaciones en frutos que ocasionan la pérdida de la calidad de la cosecha (Capinera, 2000).

### e. ¿Cómo se traslada el trips del melón?

Pueden movilizarse en estadios ninfales y dispersarse por corrientes de aire y por animales (Capinera, 2000).

### f. Vigilancia epidemiológica

El trips del melón es una plaga que afecta los cultivos durante: crecimiento vegetativo, floración y fructificación. El aumento de las densidades de la plaga en el cultivo provoca un impacto alto sobre la planta y la calidad de los frutos (Capinera, 2000).

## U. Clorosis variegada de los Cítricos CVC

Nombre científico: *Xylella fastidiosa*

### a. Importancia

La clorosis variegada de los cítricos es una enfermedad bacteriana limitada al xilema que afecta a los cítricos, café, uva, roble, melón, ciruela, almendra y durazno entre otras. Los vectores que transmiten la bacteria son en su mayoría cicadélidos y cercópodos (chicharritas) que se alimentan del xilema, injertos o semillas (Cabi, 2014).

### b. Distribución geográfica

Estados Unidos, Francia, Italia, Brasil, Venezuela, México, Taiwán (Cabi, 2014).

### c. Ciclo biológico

El síntoma primario de la infección es la quemadura de las hojas, secado repentino de las hojas verdes; mientras se tornan color marrón y alrededor color amarillo rojizo. Las hojas pueden marchitarse y caer sin embargo el pecíolo no.

### d. Daños

En plantas de café ocasiona malformación de las hojas (angostas, alargadas con bordes ondulados y amarillentos. Entrenudos cortos, proliferación de brotes y la reducción del tamaño y cantidad de granos de café, además de la pérdida de calidad, en el fruto los síntomas son: En cítricos fruto pequeño, duro y muy ácido; el fruto permanece en el árbol; pueden presentar daños por quemaduras de sol; cambia el color normal. En tallos y ramas: no se observan síntomas de la enfermedad.

En la hoja y planta: Clorosis severa, lesiones rojizo-marrones en el lado inferior, mientras que en superficie de las hojas zonas amarillas; pueden parecer deficiencias de zinc en las primeras etapas, en la figura 73 se observa lesiones cloróticas en las hojas de naranja (Cabi, 2014).



Figura 73. Lesiones cloróticas en hojas de naranja.  
Fuente: (Cabi, 2014).

e. ¿Cómo se dispersa la clorosis Variegada de los Cítricos?

A través de los insectos “saltahojas” o “toritos” (homópteros), cuando el insecto se alimenta de una planta enferma, adquiere la bacteria y es capaz de transmitir la enfermedad a plantas sanas, en la figura 74 se observa las chicharritas que son transmisoras de la clorosis variegada de los cítricos (Cabi, 2014).



Figura 74. Chicharritas transmisoras de la CVC.  
Fuente: (Cabi, 2014).

f. Vigilancia epidemiológica

Reduce el vigor de la planta hasta hacerla improductiva, causando pérdidas significativas en los cultivos dañados. Afecta a todas las variedades de naranja dulce, limones, limas, mandarinas (Cabi, 2014).



### 3.2.4 Evaluación

- a. La elaboración de las 21 fichas técnicas para el reconocimiento de las plagas priorizadas por el Sistema de Vigilancia Fitosanitaria Nacional conllevó la revisión por parte del epidemiólogo encargado, las plagas se describieron en cultivos producidos en Guatemala, siendo enfocadas a cada área productiva, se realizaron las 21 plagas en su totalidad, siendo un porcentaje de cumplimiento del 100%.

3.3 Servicio II: Elaboración de un manual técnico para el muestreo de 8 plagas de interés económico en aguacate *Persea americana*.

### 3.3.1 Objetivos

#### A. General

Fortalecer la vigilancia epidemiológica por medio de descripción y muestreo de ocho plagas de interés económico en aguacate.

#### B. Específicos

- a. Elaborar un manual técnico para ocho plagas de importancia económica del aguacate priorizadas por el Sistema de Vigilancia Epidemiológica Fitosanitaria Nacional.
- b. Desarrollar un manual técnico que proporcione conocimiento aplicable en campo para el muestreo de las ocho plagas en aguacate.

### 3.3.2 Metodología

#### A. Recursos

- a. Tiempo de la estudiante
- b. Tiempo del Jefe del departamento de vigilancia epidemiológica y análisis de riesgo.
- c. Internet
- d. Libreta
- e. Lapiceros
- f. Computadora

B. Procedimiento para la elaboración del manual técnico de las ocho plagas de importancia económica en el cultivo de aguacate:

- a). Se obtuvo la información a partir de fuentes secundarias de las plagas en el cultivo de aguacate.
- b). Se obtuvieron imágenes de las plagas, sintomatología y daños en los principales hospederos.
- c). Se procedió a leer la información obtenida de varias fuentes secundarias.
- d). Se ordenó y resumió la información ajustándola a los temas que se requerían para el reconocimiento y muestreo de las plagas en campo.
- e). Posteriormente se elaboró el manual técnico de procedimiento de muestreo de las plagas en aguacate.
- f). Se envió el manual al jefe del departamento de vigilancia epidemiológica y análisis de riesgo para su revisión y corrección.
- g). Se realizaron las correcciones sugeridas por el Jefe del departamento de vigilancia epidemiológica y análisis de riesgo.

En el cuadro 18 se describen las actividades a realizar con su respectivo código y los días para su elaboración, en la figura 75 se observan las rutas críticas en la metodología para la elaboración del manual.

Cuadro 18. Descripción de actividades PERT.

No.	ACTIVIDAD	CÓDIGO	DÍAS
1	Obtener información a partir de fuentes secundarias de las plagas en el cultivo de aguacate.	A	20
2	Obtener imágenes de las plagas para su reconocimiento en campo.	B	5
3	Leer la información obtenida de varias fuentes secundarias.	C	15
4	Ordenar y resumir la información ajustándola a los temas que se requieren para el reconocimiento y muestreo de la plagas en campo.	D	5
5	Posteriormente elaborar el manual técnico de procedimiento de muestreo de las plagas en aguacate.	E	8
6	Enviar el manual al jefe del departamento de vigilancia epidemiológica y análisis de riesgo para su revisión y corrección.	F	1
7	Realizar correcciones sugeridas por el jefe del departamento de vigilancia epidemiológica y análisis de riesgo	G	3

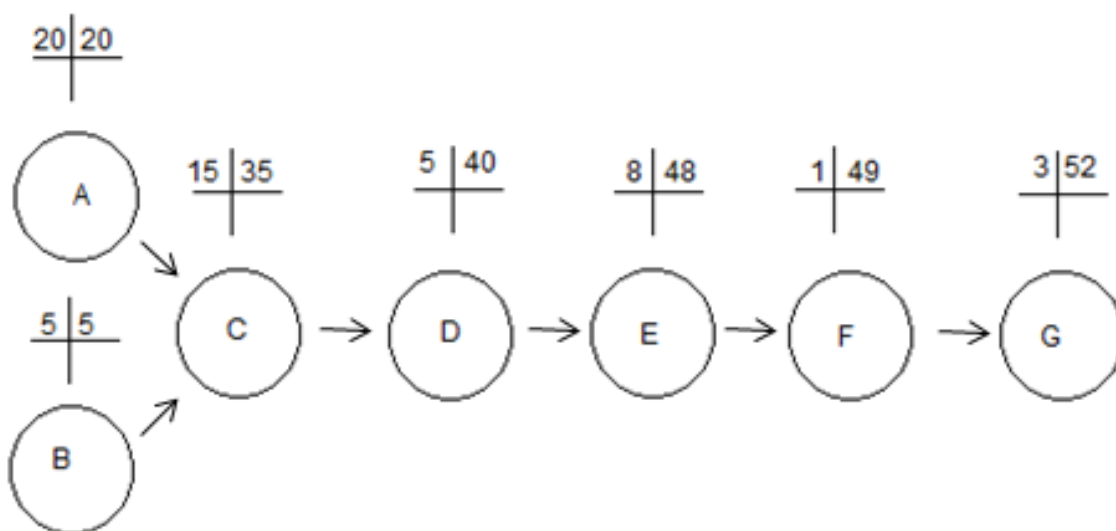


Figura 75. Diagrama de PERT.

### 3.3.3 Resultados

#### A. Manual de procedimiento para el muestreo de plagas de aguacate *Persea americana* en Guatemala

##### a. Gusano telarañero del aguacate *Amorbia sp.*

##### a). Daño

Las larvas se alimentan de las hojas, mismas que enrollan con sus telarañas para protegerse, además dañan botones florales, frutos ya que al haber dos ó más frutos juntos son descarnados y adheridos entre sí por el filamento sedoso producido por el insecto. En daños severos se observan manchones a manera de manojos de hojas secas enrollados con telaraña que resaltan en el verde del follaje sano (SAG, 2005).

##### b). Descripción de la plaga

- i. Adulto: Palomillas de 2,5 a 3 cm, de color café claro, machos ligeramente más pequeños y con manchas oscuras triangulares en la región media de las alas anteriores y bordes distales oscuros, el ciclo de vida es de 35-43 días.
- ii. Huevos: Puestos en el haz de la hoja, las masas de huevos son de color verde claro en capas sobrepuestas, las larvas emergen de 6-8 días.
- iii. Larva: Al principio es verde amarillenta de 2 a 3 mm para luego tornarse verde oscuro, mide 20 a 30 mm de largo. Cuando son molestadas se dejan caer sosteniéndose por un hilo de seda sobre las hojas que emplean para enrollar, la duración del estado larval es de 14-17 días, larvas recién emergidas se alimentan de la epidermis de las hojas, pero después consumen la hoja completa.
- iv. Pupa: El estado de pupa dura de 15-18 días, dentro de las hojas envueltas con seda (López y García, 2008).

En la figura 76 se observa la larva de *Amorbia* y el daño que ha ocasionado a un fruto de aguacate (izquierda) en el lado derecho el estado adulto.



Figura 76. Estado larval (izquierda) y adulto de *Amorbia* sp. (derecha).  
Fuente: (Vanegas, 2012).

#### c). Lugares y época de muestreo

La plaga daña el cultivo de aguacate, huertos, fincas de cultivo, etc.

Las poblaciones de larvas y adultos se encuentran generalmente en los meses de julio a octubre, siendo abundante si las lluvias son intensas (Sánchez y Zapata, 1997).

#### d). Procedimiento de muestreo

- i. El muestreo debe realizarse en las ramas (mínimo cuatro) observando hojas envueltas con seda blanca y la presencia de larvas.
- ii. Tomar la muestra (material vegetal con presencia de la plaga) y colocarlo en bolsas de nylon herméticamente sellada, identificarla (área encontrada, coordenadas del lugar, fecha), colocarla dentro de una hielera.
- iii. Posteriormente llevar las larvas o pupas encontradas al laboratorio para su identificación.

#### b. *Cryptaspasma* sp.nr. *lugubris*

##### a). Hospederos

Aguacate *Persea americana*, la fruta de *Belschmiedia pendula*, *Persea borbonia*, *P. palustris*, bellotas de *Quercus* spp., frutos de semilla dura como nueces, macadamia y el fruto de aceitunillo (*Aextoxicon punctatum*) (Hoddle, 2013).

### b). Daño

La larva se alimenta internamente de las semillas del aguacate, si los daños son extensivos puede resultar una acumulación de excremento en los túneles que abre dentro del fruto.

En la figura 77 se observa el ciclo de desarrollo de *Cryptaspasma sp. nr. lugubris*, parte de su desarrollo lo lleva a cabo dentro del fruto de aguacate.



Figura 77. Ciclo de vida de *Cryptaspasma sp. nr. lugubris*.

Fuente: (Hoddle, Surveys for Potentially Invasive lepidoptera associated with avocados).

### c). Descripción

- i. Huevo: Son ovipositados en masas o individuales, de tamaño irregular y blancos en el primer estadio, tornándose color gris próximos a la eclosión de la larva.
- ii. Larva: es de color blanquecino a marrón claro, al emerger rápidamente taladra la piel del aguacate, dirigiéndose a la semilla donde completa su ciclo, luego sale de la semilla y busca un lugar para empupar.
- iii. Pupa: color marrón oscuro, dura 7 días.
- iv. Adulto: Son palomillas de color gris oscuro que son casi negro en la emergencia. Esta coloración oscura se desvanece rápidamente como escamas de las alas se pierden durante la actividad y la venación se hace evidente (Hoddle, Applied biological control research, 2013).

## d). Procedimiento de monitoreo y muestreo

- i. Debido a que es un insecto que desarrolla su estado larvario dentro de los frutos, se recomienda realizar monitoreos en las plantas, observando frutos con daños (que presentan aberturas y al abrirlos se observen galerías, con excremento y daños en la semilla y la larva y/o pupa).
- ii. Tomar la muestra (frutos con presencia de la plaga) y colocarlo en bolsas de nylon herméticamente sellada, identificarla (área encontrada, coordenadas del lugar, fecha) y colocarla dentro de una hielera.
- iii. Posteriormente llevar las muestras al laboratorio para su identificación.

c. *Netechma pyrrhodelta*

## a). Descripción

Es un lepidóptero de la familia Tortricidae, se ha encontrado en Costa Rica y se tiene conocimiento que afecta el cultivo de aguacate, el tamaño del adulto es diminuto de 17 mm aproximadamente, alas color grisáceo (Hoddle y Hoddle, 2008).

d. *Euxoa sorella*

Lepidóptero de la familia Noctuidae que ocasiona daños en el cultivo de aguacate (Hoddle y Hoddle, 2008).

## b). Procedimiento de muestreo

*Euxoa sorella, Netechma pyrrhodelta*

- i. El monitoreo debe realizarse en las ramas y en los frutos observando daños y galerías en su interior, así como los estados larvarios y pupas.
- ii. Tomar la muestra (material vegetal con presencia de la plaga) y colocarlo en bolsas de nylon herméticamente sellada, identificarla (área encontrada, coordenadas del lugar, fecha), colocarla dentro de una hielera.
- iii. Posteriormente llevar las muestras encontradas al laboratorio para su identificación.



e. *Histura n. sp.*

a). Daño

El estado larvario se alimenta de frutos, provocando pérdidas de producción, se alimenta de los brotes tiernos de las plantas (Hoddle y Hoddle, 2008).

b). Descripción

Adulto: La cabeza y el tórax son de color marrón grisáceo con manchas marrones, la longitud es de 5–5.5 mm (figura 78).

Larva: se desarrollan en frutos, pedicelos o ramas tiernas de la planta de aguacate, son de color blanquecino a rosado claro, cabeza color ámbar, longitud de 6–7 mm (Razowski y Pelz, 2007).



Figura 78. Adulto de *Histura n. sp.*

Fuente: (Razowski y Pelz, 2007).

c). Procedimiento de monitoreo y muestreo

- i. El monitoreo debe realizarse en las ramas específicamente en brotes tiernos, ya que la plaga se alimenta de los brotes, recolectar las muestras, preferiblemente si se encuentran estados larvarios y pupas.
- ii. Tomar la muestra (material vegetal con presencia de la plaga) y colocarlo en bolsas de nylon herméticamente sellada, identificarla (área encontrada, coordenadas del lugar, fecha), colocarla dentro de una hielera.
- iii. Posteriormente llevar las muestras encontradas al laboratorio para su identificación.

f. *Holcocera* sp.

## a). Daño

Los nidos de *Holcocera* sp. están hechos de hojas y partes de las flores, son frecuentemente encontrados con larvas adentro, en la corteza de las ramas, raramente se encuentran en las hojas. Las larvas pueden alimentarse de los frutos o sólo de la materia muerta de los nidos, pero a veces se comen un canal poco profundo en la corteza verde (Ebeling, 1950).

## b). Descripción

Adulto: Pequeños de 6 a 8 mm de longitud, de un color gris irregular, con manchas negras.  
Larva: tamaño de 7 a 9 mm con rayas parduzcas que se desarrollan en las ramas de los árboles de aguacate, la cabeza y parte delantera son de color café a negro brillante (figura 79) (Ebeling, 1950).

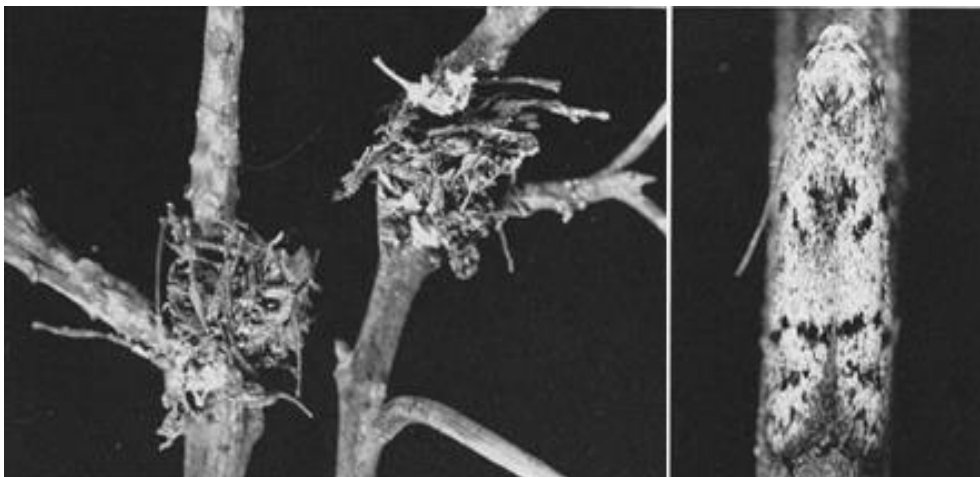


Figura 79. Nidos y adulto de *Holcocera* sp.  
Fuente: (Ebeling, 1950).

g. *Micrathetis triplex*

## a). Descripción

Adulto: las alas son de color gris a marrón con líneas en sus alas, el tamaño varía de 2 a 4.5 cm (figura 80).

Larva: Se alimentan del follaje y hojas muertas.

Pupa: Pasan este estadio en el suelo, en las cavidades de las plantas, o en los capullos de seda (Stang, 2013).



Figura 80. Adulto de *Micrathetis triplex*.

Fuente: (Stang, 2013).

b). Procedimiento de muestreo y monitoreo

- i. El monitoreo debe realizarse en las ramas (mínimo cuatro) observando nidos de hojas secas y partes de flores.
- ii. Ya que la plaga se puede alimentar de los frutos, se recomienda realizar monitoreos en frutos (que se observen con daños).
- iii. Tomar la muestra (material vegetal con presencia de la plaga) y colocarla en bolsas de nylon herméticamente sellada, identificarla (área encontrada, coordenadas del lugar, fecha) y colocarla dentro de una hielera.
- iv. Posteriormente llevar las larvas o pupas encontradas y/o el material vegetal con presencia de la plaga al laboratorio para su identificación.

c). Procedimiento de monitoreo

Antes de la realización del muestreo se deben tener datos de la población del cultivo como:

- i. Condiciones ambientales, área sembrada, fenología del cultivo, calendario de actividades en la finca, ubicación del área de cultivo (coordenadas geográficas), (SENASA, 2006).

En las afueras, finales de surcos, entradas a la finca, de los cultivos de aguacate colocar trampas, esto para evitar que los insectos que no se encuentran en el cultivo ingresen atraídos por las trampas. Existen diversas trampas a utilizar entre las que se encuentran:

- ii. **Trampas de panel o ventana:** Consiste en una lámina o panel de vidrio o plexiglass, colocadas verticalmente, debajo de la cual se ubica una cubeta que contiene agua con detergente. Se pueden utilizar para insectos voladores, los cuales se estrellarán contra el panel.
- iii. **Trampas pegantes:** Pueden ser de nylon en la cual se impregna una sustancia pegante (grasas o mezclas de grasa, aceite y alcohol), que retiene al insecto que se posa o choca contra esta. Pueden ser diversas formas y colores, aunque comúnmente se utilizan las trampas amarillas.
- iv. **Trampas de Agua:** Compuestas por bandejas o fuentes de vidrio, plástico o metal llenos de agua a las que se añade una pequeña cantidad de detergente (podría agregarse un preservante como la formalina). Las trampas pueden ser transparentes o pintadas de varios colores y son colocadas a una altura de 1 a 2 metros.
- v. **Trampas de Luz:** Como fuentes de luz más usuales, son utilizadas las lámparas de vapores de mercurio, los tubos fluorescentes de luz actínica o ultravioleta y las de luz negra (Entomología, 2007).
- vi. **Trampas con Feromonas:** En la actualidad se han sintetizado análogos, pero también es posible emplear hembras vírgenes colocadas en pequeñas jaulas que excretan la feromona en forma natural (SENASA, 2006).
- vii. Después de colocar las trampas dependiendo de la que se utilice, se deben realizar monitoreos cada 15 días.
- viii. Para la toma de las tiras de las trampas luego de cierto periodo de tiempo, se recomienda doblarlas y colocarlas dentro de una bolsa plástica para evitar que se pegue en la bolsa de nylon.
- ix. Luego colocarlas dentro de una hielera para su correcto almacenamiento.
- x. Posteriormente llevarlas a laboratorio para su identificación.
- xi. En el caso de encontrar adultos en las trampas, se debe realizar monitoreos en los árboles colindantes.

### 3.3.4 Evaluación

- a. La elaboración del manual de procedimiento de muestreo de las ocho plagas priorizadas por el Sistema de Vigilancia Fitosanitaria Nacional conllevó la revisión por parte del epidemiólogo encargado, las plagas se describieron en el cultivo de aguacate en Guatemala, se realizó el manual correspondiente a las plagas en su totalidad, siendo un porcentaje de cumplimiento del 100%.

## 3.3.5 Bibliografía

1. Bustillo, E; Castro, U. 2011. El salivazo de la caña de azúcar (en línea). Calí, Colombia, CENICANA. Consultado 9 ene. 2016. Disponible en [http://www.cenicana.org/pdf/serie\\_divulgativa/sd\\_11/sd\\_11.pdf](http://www.cenicana.org/pdf/serie_divulgativa/sd_11/sd_11.pdf)
2. CABI, US. 2014. Invasive species compendium: *Thrips palmi* (en línea). US. Consultado 25 ene. 2015. Disponible en <http://www.cabi.org/isc/datasheet/20248>
3. Capinera, J. 2000. Featured creatures: melon thrips (en línea). Estados Unidos, Universidad de Florida. Consultado 15 feb. 2015. Disponible en [http://entnemdept.ufl.edu/creatures/veg/melon\\_thrips.htm](http://entnemdept.ufl.edu/creatures/veg/melon_thrips.htm)
4. Celaya. 2005. Ficha técnica *Lygus lineolaris* (en línea). Guanajuato, México, SAGARPA. Consultado 15 mar. 2015. Disponible en <http://www.cesaveg.org.mx/new/fichastecnicas/fichatecnicalyguslineolaris.pdf>
5. Coto, A. 2005. El nematodo blanco de la papa (*Globodera pallida* Stone) (en línea). Costa Rica. Consultado 18 nov. 2015. Disponible en [http://www.mag.go.cr/biblioteca\\_virtual\\_ciencia/nematodo\\_blanco.pdf](http://www.mag.go.cr/biblioteca_virtual_ciencia/nematodo_blanco.pdf)
6. Ebeling, R. 1950. Orangeworms on avocados (en línea). Los Ángeles, California, Estados Unidos, Universidad de California, Colegio de Agricultura. Consultado 25 feb. 2014. Disponible en <http://ucce.ucdavis.edu/files/repositoryfiles/ca408p5-71534.pdf>
7. Entomología, ES. 2007. Biología de artrópodos (en línea). España. Consultado 21 feb. 2014. Disponible en <http://www.oocities.org/collegetpark/classroom/7370/pagina4.htm>
8. FONTAGRO, PA. 2011. Complejo ácaro, hongo, bacteria nuevo reto para arroceros centroamericanos (en línea) Consultado 13 ago. 2015. Disponible en [http://repository.iadb.org/sites/default/files/stecnico/infotec\\_final\\_05\\_311.pdf](http://repository.iadb.org/sites/default/files/stecnico/infotec_final_05_311.pdf)
9. Hoddle, M. 2013. Applied biological control research (en línea). Consultado 21 feb. 2014. Disponible en <http://biocontrol.ucr.edu/cryptaspasma/cryptaspasma.html>
10. Hoddle, M. s.f. Surveys for potentially invasive lepidoptera asociated with avocados (en línea). Estados Unidos, Consultado 21 feb. 2014. Disponible en <http://conference.ifas.ufl.edu/TSTAR/presentations/Tuesday/am/8%2020am%20Hoddle.pdf>
11. MAG (Ministerio de Agricultura y Ganadería, CR) 2001. Nematodo dorado (*Globodera rostochiensis*) y nematodo blanco de la papa (*Globodera pallida*) ficha técnica para análisis de riesgo (en línea). Costa Rica. Consultado 3 ene. 2014. Disponible en

- [https://www.sfe.go.cr/intranet/documentos/fichas%20tecnicas/Nematodo\\_dorado.pdf](https://www.sfe.go.cr/intranet/documentos/fichas%20tecnicas/Nematodo_dorado.pdf)
12. Monterroso, D. 2011. Manual técnico para el manejo del complejo mancha de asfalto del maíz (en línea). Guatemala, Consultado 25 ene. 2015. Disponible en <http://www.manchadeasfalto.com/Artecnicos/Manual%20tecnico%20para%20el%20manejo%20del%20complejo%20Mancha%20de%20Asfalto%20del%20maiz.pdf>
  13. SAG (Servicio Agrícola Ganadero, CL). 2005. Guía de reconocimiento de plagas del palto (*Persea americana*) (en línea). Chile. Consultado 20 feb. 2014. Disponible en <http://www2.sag.gob.cl/agricola/vigilancia/Palto.pdf>
  14. SAGARPA (Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación, MX). 2015. Ficha técnica mosca pinta o salivazo (en línea). México. Consultado 9 ene. 2016. Disponible en [http://www.sipove.gob.mx/Doc\\_SIPOVE/SVegetal/Publica/salivazo/Fichas/FT\\_Salivazo.pdf](http://www.sipove.gob.mx/Doc_SIPOVE/SVegetal/Publica/salivazo/Fichas/FT_Salivazo.pdf)
  15. Salamanca, F. s.f. Crop life Latin América (en línea). Consultado 14 mar. 2015. Disponible en <http://www.croplifela.org/es/plaga-del-mes.html?id=218>
  16. Sanabria, C. 2006. Plan de acción de *Opogona sacchari* (Borje) (en línea). Costa Rica, MAG. Consultado 3 feb. 2014. Disponible en [https://www.sfe.go.cr/intranet/documentos/planes\\_de\\_accion/Plan\\_de\\_accion\\_opogona.pdf](https://www.sfe.go.cr/intranet/documentos/planes_de_accion/Plan_de_accion_opogona.pdf)
  17. Sánchez, S; Zapata, G. 1997. Memoria del XXII curso de actualización agrícola (en línea). México, CICTAMEX. Consultado 7 oct. 2014. Disponible en [http://www.avocadosource.com/Journals/CICTAMEX/CICTAMEX\\_1997/Contenido.htm](http://www.avocadosource.com/Journals/CICTAMEX/CICTAMEX_1997/Contenido.htm)
  18. SENASA (Servicio Nacional de Sanidad Agraria, PE) 2006. Manual de Procedimientos para la inspección fitosanitaria de predios seleccionados (en línea). Perú. Consultado 21 feb. 2014. Disponible en [http://www.senasa.gob.pe/RepositorioAPS/0/2/JER/FITOSANITARIA\\_PREDIOS/Manual\\_Procedimientos\\_Inspeccion\\_Fitosanitaria\\_Predios\\_Seleccionados.pdf](http://www.senasa.gob.pe/RepositorioAPS/0/2/JER/FITOSANITARIA_PREDIOS/Manual_Procedimientos_Inspeccion_Fitosanitaria_Predios_Seleccionados.pdf)
  19. SENASICA (Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria, MX). 2014. Manejo integrado de la paratiroza (*Bactericera cockerelli*) (en línea). México. Consultado 4 oct. 2015. Disponible <http://www.cesavem.org/img/fitosanitariodeljitomate/jitomate2.pdf>
  20. Stang, D. 2013. Zipcodezoo (en línea). Consultado 25 feb. 2014. Disponible en [http://zipcodezoo.com/Animals/M/Micrathetis\\_triplex/](http://zipcodezoo.com/Animals/M/Micrathetis_triplex/)
  21. Vanegas, J. 2012. Arthropoda mexicana (en línea). Consultado 21 feb. 2014. Disponible en <http://arthropoda-mexicana.blogspot.com/search/label/Amorbia>