



**CONSEJO NACIONAL DE CIENCIA Y TECNOLOGIA -CONCYT-
SECRETARIA NACIONAL DE CIENCIA Y TECNOLOGIA-SENACYT-
FONDO NACIONAL DE CIENCIA Y TECNOLOGIA -FONACYT-
FACULTAD DE AGRONOMIA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE
GUATEMALA –FAUSAC- ASOCIACION GUATEMALTECA DE EXPORTADORES
–AGEXPORT-**

INFORME FINAL

**CARACTERIZACIÓN DE PLAGAS MICROBIANAS Y DE ARTRÓPODOS EN SEIS
CULTIVOS ORNAMENTALES DE EXPORTACIÓN**

PROYECTO FODECYT No. 054-2013

**GUSTAVO ADOLFO ALVAREZ VALENZUELA
Investigador Principal**

GUATEMALA, JULIO DE 2016.



Agradecimientos

La realización de este trabajo, ha sido posible gracias al apoyo financiero dentro del Fondo para el Desarrollo Científico y Tecnológico –FODECYT-, otorgado por la Secretaría Nacional de Ciencia y Tecnología –SENACYT- y el Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología –CONCYT-

INDICE GENERAL

Contenido	Pág.
RESUMEN	1
SUMMARY	2
PARTE I.....	3
1.1 INTRODUCCIÓN.....	3
1.2 PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	5
1.2.1 Antecedentes en Guatemala	5
1.3 OBJETIVOS E HIPOTESIS	7
1.3.1 Objetivos.....	7
1.3.1.1 Generales.....	7
1.3.1.2 Específicos	7
1.3.2 Hipótesis.....	7
1.4 METODOLOGIA.....	8
1.4.1 Estacionalidad.....	9
1.4.2 Etapas de trabajo.....	9
1.4.3 Localización y descripción de las unidades de producción por empresa.	9
1.4.3.1 AGRO MARIALINDA S. A.....	9
1.4.3.2 AGROEXPORTADORA VERAPAZ S. A.	10
1.4.3.3 AGROPECUARIA MARSO, S.A	10
1.4.3.4 ARMENIA FARMS.....	11
1.4.3.5 ARMENIA LORENA.....	11
1.4.3.6 CONCEPCION LA CIENAGA	12
1.4.3.7 DISTRIBUIDORA JARCH S. A.....	12
1.4.3.8 FOLLAJES LA FAUNA S. A.	12
1.4.3.9 GUATEXOTIC	13
1.4.3.10 INVERSIONES NORDICAS	13
1.4.3.11 IVAGRO S. A.	14
1.4.3.12 LA FLORESTA CROPS DE GUATEMALA.....	14
1.4.3.13 LA FLORESTA ORNAMENTALES.....	14
1.4.3.14 PLANTAS ORNAMENTALES LOS TARRALES S.A.....	15
1.4.3.15 QUELETZU S. A. LA CONQUISTA	15
1.4.3.16 SAUSALITO FARM	16
1.4.3.17 TUCAN EXPORTERS/LA FLORESTA	16

1.4.3.18	TUCAN EXPORTERS/MASAGUA.....	16
1.4.3.19	VITAFARMS.....	17
1.4.3.20	ZION PLANTS S. A.....	17
1.4.4	El Método.....	17
1.4.4.1	Fase de campo.....	18
1.4.4.1.1	Toma y traslado de muestras en áreas de producción.....	18
1.4.4.2	Fase de laboratorio.....	22
1.4.4.3	Análisis de la información.....	24
1.4.5	La Técnica Estadística.....	24
2	PARTE II.....	25
2.1	MARCO TEÓRICO.....	25
2.1.1	CULTIVOS BAJO ESTUDIO.....	25
2.1.1.1	Crotón (<i>Codiaeum variegatum</i>).....	25
2.1.1.2	Dracaena (<i>Dracaena L.</i>).....	26
2.1.1.3	Hiedra (<i>Hedera helix</i>).....	27
2.1.1.4	Pothos (<i>Epipremnum aureum</i>).....	28
2.1.1.5	Schefflera (<i>Schefflera actinophylla</i>).....	29
2.1.1.6	Tillandsia sp.....	30
2.1.2	PLAGAS EN ORNAMENTALES.....	31
2.1.2.1	CONCEPTO DE PLAGA.....	31
2.1.2.1.1	PLAGAS ASOCIADAS A PLANTAS ORNAMENTALES.....	32
PARTE III	95
3	RESULTADOS.....	95
3.1	Discusión de Resultados.....	95
3.1.1	Obtención de muestras y análisis realizados por unidad productiva.....	95
3.1.2	Agentes plaga detectados.....	99
3.1.3	Incidencia de plagas por cultivo entre unidades productivas.....	101
3.1.3.1	Crotón (<i>Codiaeum variegatum</i>).....	101
3.1.3.2	Dracaena (<i>Dracaena L.</i>).....	111
3.1.3.3	Hiedra (<i>Hedera helix L.</i>).....	121
3.1.3.4	Pothos (<i>Epipremnum aureum</i>).....	129
3.1.3.5	Tillandsia.....	141
3.1.3.6	Schefflera.....	152
4	PARTE IV.....	162

4.1	CONCLUSIONES.....	162
4.2	RECOMENDACIONES	163
	Referencias	165

INDICE DE CUADROS

Contenido	Pág.
Cuadro 1. Empresas que participaron de la investigación, ubicación geográfica y cultivos que producen.	8
Cuadro 2. Referencia de geoposicionamiento de las unidades productivas muestreadas durante el desarrollo del proyecto.	95
Cuadro 3. Plagas detectadas en el cultivo de Croton, <i>Codiaeum variegatum</i> procedentes de cuatro unidades productivas durante el periodo de enero a diciembre de 2014.	102
Cuadro 4. Plagas detectadas en el cultivo de Dracaena, <i>Dracaena sp.</i> , procedentes de tres unidades productivas durante el periodo de enero a diciembre de 2014.	112
Cuadro 5. Plagas detectadas en el cultivo de Hiedra, <i>Hedera hélix</i> , procedentes de siete unidades productivas durante el periodo de enero a diciembre de 2014.	122
Cuadro 6. Plagas detectadas en el cultivo de Pothos (<i>Epipremnum aureum</i>), procedentes de siete unidades productivas durante el periodo de enero a diciembre de 2014.	130
Cuadro 7. Plagas detectadas en el cultivo de Tillandsia procedentes de cuatro unidades productivas durante el periodo de enero a diciembre de 2014.	142
Cuadro 8. Plagas detectadas en el cultivo de Schefflera, procedentes de cuatro unidades productivas durante el periodo de enero a diciembre de 2014.	152

INDICE DE FIGURAS

Contenido	Pág.
Figura 1. Vista panorámica de plantación de crotón de la finca de la empresa Agro Marialinda, donde se puede apreciar al fondo las variedades Banana, Petra y Tirabuzón, hacia el frente de hoja delgada con pinta amarilla la variedad Sony y atrás de hoja ovalada y amarillenta la variedad Golds dust.	18
Figura 2. Variación de síntomas por variedad de cultivo, ambos son pothos, (A) pothos marble queen a la derecha (B) potos golden, ambos con síntomas de <i>Colletotrichum sp.</i>	19
Figura 3. Reconocimiento del área, se pueden ubicar focos de infección al observar sectores con escaso desarrollo, amarillamiento, menor cantidad de follaje, entre otras, en este caso se muestra un tablón de Pothos en uno de los sitios de muestreo.	20
Figura 4. Muestreo de Campo. A. Muestreo realizado en unidad productora de Tillandsia sp., se observa como el equipo de trabajo realiza el reconocimiento de síntomas visibles en camas de producción. B. Muestreo realizado en unidad productora de Dracaena, se observa el reconocimiento de síntomas visibles en la parte foliar de la planta.	20
Figura 5. Muestreo de campo colecta de especímenes vivos de moluscos. (A) Toma de especímenes de caracol en periferia de área de empaque de Cultivo de Tillandsias. (B). Muestra de especímenes tomados en campo colocadas en cajas de Petri debidamente identificadas para su transporte al laboratorio para la determinación.	21
Figura 6. Mapa de distribución de 20 empresas que fueron sujeto de estudio de seis especies de plantas ornamentales en unidades productivas durante el periodo de enero a diciembre de 2014.	97
Figura 7. Mapa de distribución de las de seis especies de plantas ornamentales en unidades productivas ubicados en las 20 empresas bajo estudio durante el periodo de enero a diciembre de 2014.	98

Figura 8. Agentes patógenos con mayor frecuencia de detección a lo largo del estudio de seis especies de plantas ornamentales en 20 unidades productivas durante el periodo de enero a diciembre de 2014.	99
Figura 9. Géneros de nematodos fitoparasíticos con mayor frecuencia de detección a lo largo del estudio de seis especies de plantas ornamentales en 20 unidades productivas durante el período de enero a diciembre de 2014.....	100
Figura 10. Artrópodos y moluscos con mayor frecuencia de detección a lo largo del estudio de seis especies de plantas ornamentales en 20 unidades productivas durante el periodo de enero a diciembre de 2014.....	101
Figura 11. Agentes fitopatógenos detectados en Croton expresados en % de detección en las cuatro unidades productivas que se dedican a este cultivo durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.....	103
Figura 12. A. Síntomas de <i>Phytophthora sp.</i> En Croton variedad petra, B. Vista general de plantas sanas y una enferma al centro durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	103
Figura 13. Síntomas de <i>Glomerella sp.</i> en croton A, variedad Banana y B variedad Petra, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.....	104
Figura 14. Síntomas de <i>Kutilakesa sp.</i> , en croton en muestras captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	104
Figura 15. Síntomas de <i>Corynespora sp.</i> en croton petra, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.....	105
Figura 16. Síntomas de <i>Myrothecium sp.</i> en croton variedad petra, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	105
Figura 17. Síntomas de <i>Chloroidium sp.</i> , en croton variedad petra, que afecta por la cobertura sobre la lámina foliar, captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	106
Figura 18. Poblaciones de nematodos fitopatógenos detectados en croton expresados en % de detección en las 4 unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	107
Figura 19. Poblaciones de artrópodos y moluscos detectados en croton expresados en % de detección en las 4 unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	108
Figura 20. Daños ocasionados en croton variedad banana por la presencia de acaros de la especie <i>T. urticae</i> , que afecta las hojas y se manifiesta sobre la lamina foliar como una telaraña, captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	109
Figura 21. <i>Aspidiella sp.</i> , señalada con el marcador, localizada en una hoja de croton variedad banana, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.....	109
Figura 22. Presencia de caracoles. (A-C) <i>Radix sp.</i> , y (D) <i>Helicina sp.</i> , en campo en tallo y en hoja de croton, captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	111
Figura 23. Agentes fitopatógenos detectados en Dracaena expresados en % de detección en las tres unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.....	113
Figura 24. Síntomas de <i>Colletotrichum sp.</i> en dracaena A. variedad lemon y B variedad sanderiana, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.....	113

Figura 25. A. Síntomas de <i>Phytophthora sp.</i> en Dracaena variedad sanderiana, B, Dracaena variedad marginata bicolor, vista general de plantas sanas y una enferma al centro durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.....	114
Figura 26. Síntomas de <i>Macrophoma sp.</i> en Dracaena variedad lemon, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	114
Figura 27. Síntomas de <i>Phoma sp.</i> , en Dracaena variedad sanderiana, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	115
Figura 28. Poblaciones de nematodos fitopatógenos detectados en Dracaena expresados en % de detección en las 3 unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	116
Figura 29. Géneros de Artropodos y moluscos detectados en Dracaena expresados en % de detección en las 3 unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	117
Figura 30. Vista general de la escama <i>Vinsonia stellifera</i> en hoja de Dracaena variedad masangeana y un acercamiento captado por medio de scanner en el laboratorio del Centro de Diagnóstico Parasitológico, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014..	118
Figura 31. A, Adulto de <i>Hilobius sp.</i> , y B, pupa de esta especie detectados en Dracaena lemon, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.....	119
Figura 32. Lepidopteros detectados en Dracaena masangeana, A, larva de <i>Carales sp.</i> , B, larva de una especie no determinada de la familia Hespiriidae, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.....	119
Figura 33. <i>Glomeridesmus sp.</i> , sobre hojas de Dracaena variedad lemon, en busca de alimento, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.....	120
Figura 34. Presencia de caracoles. <i>Subulina sp.</i> , en campo en hoja de Dracaena captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.....	121
Figura 35. Agentes patógenos detectados en el cultivo de la hiedra expresada en % de detección en las siete unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	123
Figura 36. Síntomas en campo de <i>Colletotrichum sp.</i> , en hojas de hiedras de distintas variedades, A) Var english, B) Var Golden, captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	124
Figura 37. A) Síntomas de <i>Xanthomonas hederae</i> en hojas de hiedras var english, B) Presencia de agallas de la corona provocadas por <i>Rhizobium radiobacter</i> , en hiedras de la variedad natasha, captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014. ...	125
Figura 38. Síntomas en campo de <i>Phytophthora sp.</i> A) en plantas en bolsas, B) en plantas en tablones, C) síntomas observados en laboratorio en varias fases de la enfermedad, D) Acercamiento en raíces, que muestran la muerte y la condiciones de raíces resacas y quebradizas. Fotos captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	125
Figura 39. Síntomas en campo de <i>Chloroidium sp.</i> , en hojas de hiedras de distintas variedades, captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.....	126
Figura 40. Poblaciones de nematodos detectados en el cultivo de la hiedra expresados en % de detección en las siete unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.....	127
Figura 41. Artropodos y moluscos detectados en el cultivo de la hiedra expresados en % de detección en las siete unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	128

Figura 42. Micrografía de laboratorio, a la derecha un espécimen de <i>Tetranychus sp.</i> , y a la izquierda un huevo de esta especie. B) Micrografía de laboratorio que muestra especímenes de <i>Pseudococcus sp.</i> parasitando una hoja de hiedra, captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	129
Figura 43. Agentes fitopatógenos detectados en pothos expresados en % de detección en las 7 unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	131
Figura 44. A. Síntomas de <i>Phytophthora sp.</i> en Pothos variedad marble queen. B. Plantas sanas y enfermas con <i>Phytophthora sp.</i> en Pothos variedad marble queen, captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	132
Figura 45. Daño en raíces por <i>Pythium sp.</i> en Pothos variedad Golden, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	133
Figura 46. Síntomas de <i>Colletotrichum sp.</i> en Pothos variedad marble queen, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	134
Figura 47. Presencia de esclerocios en campo. B. Micelio de <i>Sclerotium sp.</i> en Pothos variedad Golden, durante el muestreo de enero a diciembre de 2014.	134
Figura 48. Poblaciones de nematodos detectados en el cultivo de pothos expresados en % de detección en las siete unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	135
Figura 49. Géneros de artrópodos y moluscos detectados en Pothos expresados en % de detección en las 7 unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	137
Figura 50. Presencia de <i>Furcaspis sp.</i> en Pothos variedad Golden, captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	138
Figura 51. Presencia de <i>Polydesmus sp.</i> en Pothos variedad Golden. B. Presencia de <i>Amplinus sp.</i> en campo, captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	139
Figura 52. Presencia de <i>Agalliopsis sp.</i> en Pothos variedad marble queen. B. Presencia de <i>Spodoptera exigua</i> en Pothos variedad Golden, captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	139
Figura 53. A. Presencia de <i>Subulina sp.</i> en Pothos variedad Golden. B. Daño foliar en Pothos variedad Golden por <i>Milax sp.</i> C. <i>Radix sp.</i> sobre hoja de Pothos variedad Golden. D. Presencia de <i>Veronicella sp.</i> en campo, captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	141
Figura 54. Agentes fitopatógenos detectados en Tillandsia expresados en % de detección en las cuatro unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	143
Figura 55. A. Síntomas de <i>Colletotrichum sp.</i> , en Tillandsia variedad ionantha, B, Vista macroscópica de conidios y setas de <i>Colletotrichum sp.</i> , C. Vista estereoscópica de estructuras del patógeno, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	144
Figura 56. A. Síntomas de <i>Myrothecium sp.</i> en Tillandsia variedad ionantha. B. Plantas sanas, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	144
Figura 57. Vista general de estructuras del patógeno de <i>Hendersonia sp.</i> en Tillandsia, en muestras captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	145
Figura 58. Síntomas de <i>Stemphylium sp.</i> en Tillandsia, en muestras captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	145

Figura 59. Síntomas de <i>Phytophthora sp.</i> en Tillandsia variedad bulbosa, B. Estructuras microscópicas de esporangio papilado de <i>Phytophthora sp.</i> C. Estructuras microscópicas de oosporas de <i>Pythium sp.</i> , en muestras captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	146
Figura 60. Síntomas de A. <i>Phoma sp.</i> , en variedad bulbosa, B. estructuras de conidios de <i>Coniothyrium sp.</i> , en Tillandsia capitata. C. <i>Puccinia tillandsiae</i> en tillandsia variedad festucoides.	147
Figura 61. A. Síntomas de <i>Trentepohlia sp.</i> , en Tillandsia variedad ionantha, y B. Estructura de <i>Trentepohlia sp.</i> , en muestras captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	148
Figura 62. A. Síntomas de <i>Chloroidium sp.</i> , en Tillandsia variedad ionantha, B. Estructura microscópica de <i>Chloroidium sp.</i> , en muestras captadas durante el muestre efectuado de enero a diciembre de 2014.....	148
Figura 63. Géneros de Artrópodos y moluscos detectados en Tillandsia expresados en % de detección en las 4 unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014	149
Figura 64. Presencia de <i>Furcaspis sp.</i> , en Tillandsia variedad juncea, B. Presencia de <i>Diaspis bromeliae</i> , C. Presencia de <i>Dysmicoccus sp.</i> , en muestras captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	150
Figura 65. Presencia de <i>Ingella sp.</i> , en Tillandsia variedad ionantha, captadas durante el muestreo efectuado durante enero a diciembre de 2014.....	151
Figura 66. Presencia de <i>Helix sp.</i> , recolectada del proceso de empaque y sobre el saran del invernadero, en muestras captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	151
Figura 67. Agentes fitopatógenos detectados en Schefflera expresados en % de detección en las 4 unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.....	153
Figura 68. A. Síntomas de <i>Phytophthora sp.</i> en Schefflera variedad sofia, B. Vista general de planta enferma Schefflera variedad trinette, C. Raíces de Schefflera enferma variedad capella, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.....	154
Figura 69. Síntomas de <i>Colletotrichum sp.</i> , en Schefflera, variedad capella, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.....	155
Figura 70. Síntomas de <i>Phoma sp.</i> en Schefflera, muestras captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	156
Figura 71. Síntomas de <i>Macrophoma sp.</i> , en Schefflera variedad trinette, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	156
Figura 72. Síntomas de <i>Myrothecium sp.</i> , en Schefflera variedad trinette. B. Síntomas de <i>Sclerotium sp.</i> en Shefflera variedad mini arbicola.....	157
Figura 73. Síntomas de <i>Cephaleuros sp.</i> , Schefflera variedad honkong, captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.....	157
Figura 74. Poblaciones de nematodos fitopatógenos detectados en Schefflera expresados en % de detección en las 4 unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.....	158
Figura 75. Géneros de Artropodos y moluscos detectados en Schefflera expresados en % de detección en las 4 unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	159

Figura 76. Daños ocasionados en Schefflera variedad honkongos por la presencia de escamas de la especie <i>Vinsonia stellifera</i> , captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	160
Figura 77. <i>Protopulvinaria pyriformis</i> en Schefflera variedad trinette, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	161
Figura 78. Mollusco del género <i>Helix sp.</i> , durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.	162

RESUMEN

La producción de plantas ornamentales para la exportación en Guatemala ha perdurado por más de 30 años y genera cerca de US\$.100 (100 millones de dólares americanos) al año, producto de 125 empresas productoras y exportadoras que dan empleo permanente a 15,000 personas, de esta 80% son féminas, además paralelamente generan 60,000 fuentes de trabajo (Comisión de Plantas Ornamentales y Follaje , 2014).

El presente estudio se desarrolló por medio de tres entes cooperantes, el Fondo Nacional De Ciencia y Tecnología -FONACYT-, las empresas particulares que producen los cultivos bajo estudio asociados a la Comisión de Plantas Ornamentales de la AGEXPORT y el Centro de Diagnóstico Parasitológico de la Facultad de Agronomía de la USAC.

El estudio abarco seis cultivos que constantemente han sido interceptados por los servicios cuarentenarios de los Estados Unidos de Norteamérica, que son crotón, dracaena, hiedra, pothos, schefflera y tillandsia, el presente estudio generó la base de datos de especies plaga más importantes así como los métodos y técnicas para su detección en campo y la información generada servirá para evaluar e implementar planes de manejo y programas de capacitación a las empresas involucradas con el objeto de que en cada unidad de producción que exporte estos cultivos tengan conocimiento y puedan prevenir intercepciones y rechazos del mercado Norteamericano.

Durante el estudio se obtuvo información sobre las principales plagas de los cultivos de crotón, dracaena, hiedra, pothos, schefflera y tillandsia procedentes de 20 unidades productivas ubicadas en distintas regiones del país. Se obtuvieron en total un mil dos (1002) muestras y se realizaron 1731 análisis de laboratorio, fitopatología: hongos, chromystas y bacterias 579 análisis, nematodos de suelo y raíz 964 análisis, entomología, Artrópodos y moluscos 188 análisis que incluyeron las determinaciones respectivas.

Se pudo establecer que existen al menos dos patógenos en común para las 20 unidades productivas y los seis cultivos bajo muestreo y que son riesgo potencial para la fitosanidad de las ornamentales y pueden provocar rechazos y exclusiones por los servicios cuarentenarios del mercado norteamericano, en este caso se trata del Oomyceto del género Phytophthora y del hongo Ascomyceto Glomerella y su anamorfo Colletotrichum. En segundo nivel de importancia se encuentran los nematodos del géneros Meloidogyne con 81% de prevalencia entre unidades productivas, aunque no se detectó en gran medida sigue siendo riesgo de detección el género Radopholus. En el caso de los artrópodos la mayor prevalencia fue de ácaros, y coccoideos (escamas y cochinillas) que fueron detectados con 50% de prevalencia entre unidades productivas, quizá la especie más importante en este caso sea *Vinsonia stellifera*.

SUMMARY

The production of ornamental plants for the exploitation in Guatemala, it has been more than thirty years and generates close to US \$100 (100 million dollars) per year, as a result of, one hundred twenty five producers and exporters, it gives permanent jobs to 15,000 people, 80% of these jobs are given to women, which create 60,000 job opportunities.

The current study was developed for three cooperating companies, the Fondo Nacional de Ciencia y Tecnología –FONACYT-, the private companies that produce crops under studies related to the Comisión de Plantas Ornamentales of the AGEXPORT and the Centro de Diagnóstico Parasitológico de la Facultad de Agronomía de la USAC.

The study took six types of crops that often have been intercepted by the services of the quarantine of the United States of America, which are croton, dracaena, hiedra, pothos, schefflera and tillandsia, the current study generated the data base of species pest more important, like methods and techniques for detection in the field and the information generated it is going to be used to evaluate and implement management the plans and training programs for companies that are involved in order that each unit of production to export these crops are aware and can prevent interceptions and returns from Northamerican Market.

During the study was obtain information about the important pests of the plantations of croton ,dracaena, hiedra, pothos, schefflera and tillandsia from 20 production units located in different regions of the country. It was obtain one thousand two samples and it was done 1731 analisis of laboratory, fitopalogia, hongos, chromystas and bacteria 579 analisis, soil nematodes and root analisis 964, entomology, molluscs and arthropods 188 analyzes that included the respective determinations.

It was established that there are at least two pathogens in common for the 20 production units and six crops under sampling and are potential risk to plant health of ornamental and can cause rejections and exclusions quarantine services on the US market, in this case it is the genus oomycete fungus *Phytophthora* and Ascomyceto *Glomerella* and anamorph *Colletotrichum*. Second level of importance are nematodes *Meloidogyne* with 81% prevalence among production units, although it was not detected in risk largely remains *Radopholus* gender detection. In the case of arthropods was the highest prevalence of mites, and coccoideos (scales and mealybugs) that were detected with 50% prevalence among production units, perhaps the most important species in this case is *Vinsonia stellifera*.

PARTE I

1.1 INTRODUCCIÓN

La producción de plantas ornamentales para la exportación ha sido una actividad económica que ha perdurado por espacio de 30 años, y genera cerca de US\$.100 (100 millones de dólares americanos) al año, producto de 125 empresas productoras y exploradoras que dan empleo permanente a 15,000 personas, de esta 80% son féminas, además paralelamente generan 60,000 fuentes de trabajo (Comisión de Plantas Ornamentales, Follajes y flores AGEXPORT, 2013).

El mercado internacional presenta restricciones y riesgos lo que hace vulnerable a esta industria debido a la diversidad de cultivos que se manejan ya que entre plantas vivas, follajes cortados y flores son más de 200 especies y 500 variedades. Las restricciones de mercado más importantes se refieren a la fitosanidad de los embarques y los riesgos de esta industria son incontables, desde la volatilidad de los mercados internacionales, los cambios en modas y gustos en los consumidores, daño a la calidad y frescura del producto entre otros.

La detección de una plaga en embarques de plantas ornamentales por los servicios de cuarentena en puerto de entrada significa la pérdida no solo del embarque sino que además se pierden el mercado así como también de las fuentes de trabajo en el país de origen en este caso Guatemala. Una Plaga Cuarentenaria *sensu stricto* es un agente biológico que no existe en una región o país y como Plaga *sensu lato* a cualquier agente biológico que causa daño económico.

Guatemala ha tenido intercepciones de plagas en el mercado de los EEUU, según el Servicio de Inspección de Sanidad Agropecuaria del departamento de Agricultura de los Estados Unidos APHIS-USDA por sus siglas en inglés, en un estudio de 17 años, Guatemala ocupa la posición 14 de los 25 países más interceptados, en donde las plagas insectiles ocupan el puesto 11 mientras que los ácaros ocupan la tercera posición, nematodos la posición 23 y agentes patógenos la posición 25, no se tienen intercepciones de malezas ni moluscos en este reporte (McCullough , Work, Cavey, Liebohold , & Marshall , 2006).

Información reciente indica que de las intercepciones realizadas por el APHIS-USDA para plantas ornamentales, las plagas frecuentemente detectadas son Ácaros, Trips, Mosca Blanca y Cochinillas y que los cultivos más afectados son crotón, dracaena, hiedra, pothos, schefflera y tillandsia, los seis cultivos representan más del 75 % de las exportaciones para 2012 y 2013. (Comunicación personal Brigitte Obrock Gerente de la Comisión de Plantas Ornamentales, Flores y Follajes de la AGEXPORT).

El estudio generó la base de datos sobre las plagas de artrópodos (Ácaros e Insectos) y microbianas (Nematodos, Hongos, Chromystas y Bacterias) de mayor importancia en 20 unidades de producción y los cinco cultivos de mayor intercepción en los EEUU, así como los métodos y técnicas para la detección de los mismos y dicha información

servirá de base para generar planes de manejo y programas de capacitación a las PYMES con el objeto de que en cada unidad de producción que exporte estos cultivos tengan conocimiento y puedan prevenir intercepciones y rechazos del mercado Norteamericano.

1.2 PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

1.2.1 Antecedentes en Guatemala

Uno de los mayores retos de los cultivos de exportación es llegar al consumidor final pese a las barreras comerciales y restricciones fitosanitarias, esta última quizá la más importante debido a que en algunos casos provoca el cierre de los mercados en forma permanente derivado de la Cuarentena que aplica a la plaga detectada. La exportación de plantas ornamentales ha tenido muchos tropiezos en este sentido, en los años 90's se tuvo la experiencia de intercepciones de dos plagas de importancia cuarentenaria, el *Trhrips palmi* y *Radopholus similis* ambos casos casi cierran el mercado de ornamentales para Guatemala en esa época.

La primera en Holanda (OIRSA , 1994), (Ortiz Aldana , Aguilar Prado , & López Figueroa , 2005) en un embarque que llevaba plantas de Guatemala y otros países, y que Guatemala tuvo que demostrar internacionalmente su ausencia de al grado que se emitió un acuerdo ministerial en referencia a la plaga el 002-2005 del Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación, MAGA por sus siglas (MAGA 2005) y a su vez la EPPO también emitió una enmienda en la hoja de plagas cuarentenarias correspondiente a *T. palmi* donde explica que fue detectada en un embarque pero que no se pudo comprobar que procedía de Guatemala (EPPO, 2012).

La segunda, *Radopholus similis* fue detectado en Sacramento, California, en junio de 1994 en un embarque de plantas ornamentales procedentes de Guatemala, en los cultivos de pothos y maranta, por lo que prohíben la importación de plantas procedentes de la finca donde se detectó el nematodo, esto dio origen a la implementación de un programa emergente de monitoreo y cuarentena local denominado “Sistema de Vigilancia Fitosanitaria en Cultivos de Plantas Ornamentales y Follajes de Exportación para los nematodos *Radopholus similis* y *Rotylenchulus reniformis*, en Guatemala” en forma conjunta entre el Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación (MAGA), a través del Proyecto Regional de Fortalecimiento de la Vigilancia Fitosanitaria en Cultivos de Exportación no Tradicional (VIFINEX), República de China, del Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria (OIRSA), el Programa Integral de Protección Agrícola y Ambiental (PIPAA), y la Subcomisión de Plantas Ornamentales de la Asociación Gremial de Exportadores de Productos no Tradicionales (AGEXPORT), como resultado de dicha actividad se logró evitar nuevas detecciones en los USA. Posteriormente en 1999 queda formalmente instituido el sistema de vigilancia en Guatemala a cargo de PIPAA, el cual aún sigue vigente (Palmieri , Acevedo , Alvarez, & Schuster , 2008) (OIRSA , 2001).

En los primeros años del siglo XXI, Guatemala ha tenido intercepciones en los Estados Unidos de Norteamérica, según el Servicio de Inspección de Sanidad Agropecuaria del departamento de Agricultura de los Estados Unidos APHIS-USDA por sus siglas en inglés, en una notificación al Programa Integral de Protección Agrícola y Ambiental de Guatemala, PIPAA por sus siglas, y trasladado a la Comisión de Plantas Ornamentales y Follajes de la Asociación Gremial de Exportadores AGEXPORT por

sus siglas, expone sobre el estado de alarma cuarentenaria y riesgo de cierre de fronteras e indica que las plagas más comúnmente interceptadas son ácaros, Trips, Mosca Blanca y Cochinillas y los cultivos recurrentes son crotón, dracaena, hiedra, pothos, schefflera y tillandsia, a esto se suma el informe de McCulloch (2006), que sitúa a Guatemala dentro de los 25 países con más detecciones de plagas en un estudio de 17 años, el país ocupa la posición 14 de los 25 países más interceptados, en donde las plagas insectiles ocupan el puesto 11 mientras que los ácaros ocupan la tercera posición, nematodos la posición 23 y agentes patógenos la posición 25, no se tienen intercepciones de malezas ni moluscos en este reporte (McCullough , Work, Cavey, Liebhold , & Marshall , 2006).

1.3 OBJETIVOS E HIPOTESIS

1.3.1 Objetivos

1.3.1.1 Generales

- Establecer la presencia, y distribución de agentes plaga asociados a los cultivos de crotón, dracaena, hiedra, pothos, schefflera y tillandsia en 20 unidades de producción ubicadas en distintas regiones del país.
- Determinar y caracterizar las plagas presentes en los cultivos de crotón, dracaena, hiedra, pothos, schefflera y tillandsia en 20 unidades de producción ubicadas en distintas regiones del país.

1.3.1.2 Específicos

- Establecer por cultivo y localidad las plagas microbianas asociadas en los cultivos de crotón, dracaena, hiedra, pothos, schefflera y tillandsia.
- Establecer por cultivo y localidad las plagas de artrópodos asociadas en los cultivos de crotón, dracaena, hiedra, pothos, schefflera y tillandsia.
- Establecer los parámetros para la detección de plagas microbianas en los cultivos de crotón, dracaena, hiedra, pothos, schefflera y tillandsia.
- Establecer los parámetros para la detección de plagas de artrópodos en los cultivos de crotón, dracaena, hiedra, pothos, schefflera y tillandsia.
- Establecer la incidencia de las plagas microbianas y de artrópodos dentro de las áreas de producción y entre fincas y para cada uno de los cultivos seleccionados.
- Establecer si las plagas microbianas y de artrópodos son las mismas en los principales cultivos interceptados en las unidades de producción bajo muestreo
- Generar una base de datos para identificar las empresas de mayor riesgo de detección de plagas
- Obtener la información necesaria para la implementación de un programa emergente de capacitación dirigido a los productores de mayor riesgo.

1.3.2 Hipótesis

Los seis cultivos crotón, dracaena, hiedra, pothos, schefflera y tillandsia, ubicados en las empresas bajo muestreo se encuentran afectados por las mismas plagas microbianas y de artrópodos independientemente a la ubicación geográfica y zona de vida debido a que se desarrollan bajo los mismos parámetros y condiciones controladas de producción.

1.4 METODOLOGIA

Según la Comisión de Plantas Ornamentales de la AGEXPORT, en Guatemala se producen alrededor de 500 especies y 2000 variedades, que generan 60,000 fuentes estables de trabajo, con una tasa de crecimiento del 3-5%, que contribuye al ingreso de divisas al país con alrededor de 100 millones de dólares. De las 500 especies de exportación la Comisión de Plantas Ornamentales flores y Follajes de la AGEXPORT seleccionaron las seis más importantes tomando como criterio la cantidad de empresas exportadoras y unidades de producción combinada con los registros de intercepciones de plagas, extractada de la información enviada de APHIS-USDA por medio de PIPAA de esta cuenta se consideraron los cultivos de hiedra, crotón, pothos, dracaena, schefflera y tillandsia como los seis cultivos más interceptados y de mayor importancia económica, (comunicación personal por Brigitte Obrok Gerente de la Comisión de Plantas Ornamentales Flores y Follajes de la AGEXPORT) Las empresas y Los cultivos que producen y que fueron sujeto de muestreo en el presente proyecto se presentan en el cuadro 1.

Cuadro 1. Empresas que participaron de la investigación, ubicación geográfica y cultivos que producen.

	EMPRESA	UBICACIÓN GEOGRAFICA	CULTIVOS QUE PRODUCE
1.	AGRO MARIALINDA, S.A.	Nueva Concepción, Escuintla	Crotón
2.	AGROEXPORTADORA VERAPAZ	Cobán, Alta Verapaz	Hiedra
3.	AGROPECUARIA MARSO, S.A.	Masagua, Escuintla	Pothos
4.	ARMENIA FARMS	San Rafael Pie de la Cuesta, San Marcos	Schefflera
5.	ARMENIA LORENA	San Rafael Pie de la Cuesta, San Marcos	Dracaena, Pothos
6.	DISTRIBUIDORA JARCH	Masagua, Escuintla	Pothos
7.	GUATEXOTIC	Nueva Concepción, Escuintla	Tillandsia
8.	INVERSIONES NÓRDICAS	Retalhuleu, Retalhuleu	Dracaenas
9.	IVAGRO, S.A.	Santa Lucia, Los Ocotes, Guatemala	Hiedra
10.	QUELETZU S.A./LA CONQUISTA	Nueva Concepción, Escuintla	Pothos, Crotón
11.	SAUSALITO FARMS	San Raymundo, Guatemala	Hiedra
12.	PLANTAS ORNAMENTALES LOS TARRALES	Patulul, Suchitepéquez	Pothos, Dracaena, Schefflera, Crotón
13.	TUCANEXPORTERS/MAS AGUA	Masagua, Escuintla	Tillandsia
14.	CONCEPCION LA CIENAGA	San Raymundo, Guatemala	Hiedra

15.	FOLLAJES LA FAUNA	Taxisco, Santa Rosa	Pothos
16.	LA FLORESTA ORNAMENTALES	Cobán, Alta Verapaz	Hiedra
17.	FLORESTA CROPS	Parramos, Chimaltenango	Hiedra, Schefflera
18.	TUCAN EXPORTERS/LA FLORESTA	San Juan Sacatepéquez, Guatemala	Tillandsia
19.	VITAFARMS, S.A.	Villa Canales, Guatemala	Hiedra, Pothos, Dracaenas
20.	ZIONPLANTS	Santo Domingo Xenacoj, Sacatepéquez	Tillandsia

Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

1.4.1 Estacionalidad

La investigación se desarrolló en un ciclo de 12 meses en dos fases de trabajo, la primera la estación seca y la segunda la estación lluviosa. Esto con el objeto de establecer que plagas son predominantes en cada estación y si existe prevalencia a lo largo del año de las plagas en cada cultivo y si la severidad es manifiesta según las condiciones meteorológicas o son independientes a ello.

1.4.2 Etapas de trabajo

Para la implementación de cada fase, se ejecutaron dos etapas, la primera de campo desarrollada en cada una de las unidades productivas y la segunda de laboratorio en el Centro de Diagnóstico Parasitológico de la Facultad de Agronomía de la Universidad de San Carlos de Guatemala.

1.4.3 Localización y descripción de las unidades de producción por empresa.

1.4.3.1 AGRO MARIALINDA S. A.

La unidad de producción denominada Finca María Linda, está ubicada en el municipio de la Nueva Concepción, del departamento de Escuintla, en el 132 km de la carretera que conduce a Nueva Concepción. Cuenta con 17 empleados, 14 mujeres y 3 hombres (Comisión de Plantas Ornamentales y Follaje , 2014).

Ubicación geográfica: El municipio de Nueva Concepción se encuentra ubicado en las coordenadas latitud sur 14° 11' 00" y longitud este: 91° 19' 00", limita al norte con el municipio de Patulul, Suchitepéquez; al sur con el Océano Pacífico; al este con el municipio de La Gomera, extensión territorial de 554 km² y la cabecera del mismo nombre se encuentra a 55.3 msnm, presenta clima con temperaturas que oscilan entre los 25° y 35° C, topografía predominantemente plana y algunas pendientes negativas. Se localiza a 150 km de la ciudad capital y a 93 km. de la cabecera departamental, por la carretera CA-9. El municipio está dividido en cuatro microrregiones: la región 1, denominada Región Central, ubicada en el eje central del municipio; la región 2, denominada Región

Coyolate, ubicada en la parte alta y baja del río Coyolate; región 3, denominada Región Madre Vieja, ubicada en la parte media y baja del río Madre Vieja y la región 4, denominada Región Tecojate, se encuentra en la parte sur del municipio, donde se encuentra la playa de Tecojate. El municipio forma parte de la denominada Franja del Litoral del Pacífico, que es visualizado como una región para el desarrollo socio productivo y socio ambiental (Wikipedia, 2015).

1.4.3.2 AGROEXPORTADORA VERAPAZ S. A.

Cuenta con dos unidades de producción, la primera finca Bella Vista en Aldea Chiyuc, San Cristóbal Verapaz, cuenta con 40 empleados 30 mujeres 10 hombres y la segunda en la finca la Pasadita Km 194 ½ Antigua entrada a San Cristóbal Verapaz, cuenta con 35 empleados 25 mujeres 10 hombres (Comisión de Plantas Ornamentales y Follaje , 2014).

Ubicación geográfica: El municipio de San Cristóbal Verapaz se encuentra ubicado en el departamento de Alta Verapaz, a 16 km al sur de Cobán, la cabecera departamental, en el valle de la sierra Panpacché, al oeste de la laguneta Chichoj. Extensión territorial de 192 km², con una altitud 1,393 mns; con latitud norte del país 15°21'50" y longitud oeste 90°25'45", con carretera asfaltada a 211 km a la capital, existe conectividad con los Departamentos del Quiché y Huehuetenango, Limita al Norte: con Cobán, al Sur con San Miguel Chicaj, Baja Verapaz y el municipio de Chicamán, departamento del Quiché, al Este con Cobán y Santa Cruz Verapaz, al Oeste con Chicamán, del departamento del Quiché, teniendo como límite el río Chixoy o Negro. Uno de los cuatro municipios de la región Poqomchí (San Cristóbal, Santa Cruz, Tactic y Tamahú), el 62 % de la población habitan en el área rural y 38% en el área urbana y una densidad poblacional con proyección al 2009 es de 292 personas por Km² y los idiomas que se hablan son: Poqomchi', Q'eqchi' (deGuate.com , s.f.).

1.4.3.3 AGROPECUARIA MARSO, S.A

La unidad de producción denominada Finca Marzo está ubicada en el municipio de Masagua, del departamento de Escuintla. Cuenta con 15 empleados, 10 mujeres y 5 hombres (Comisión de Plantas Ornamentales, Follajes y flores AGEXPORT, 2013).

Ubicación geográfica: El municipio de Masagua, se encuentra situado en la parte Central del departamento de Escuintla, en la Región V o Región Central. Se localiza en la latitud 14° 12' 05" y en la longitud 90° 51' 34". Limita al Norte con el municipio de Escuintla (Escuintla); al Sur con el municipio de San José (Escuintla); al Este con los municipios de Guanagazapa é Iztapa (Escuintla); y al Oeste con el municipio de La Democracia (Escuintla). Extensión territorial de 448 kilómetros cuadrados y se encuentra a 100 MNSM, por lo que generalmente su clima es cálido, no cuenta con elevaciones importantes como

montañas o cerros, ya que se encuentra en una planicie que termina al borde del océano Pacífico (Culturapeteneraymas, 2011).

1.4.3.4 ARMENIA FARMS

La unidad de producción se encuentra ubicada en la finca Farms, en el municipio de San Rafael pie de la Cuesta, del departamento de San Marcos, se cultiva schefflera, cuenta con un total de 53 empleados de los cuales 34 son mujeres y 19 hombres (Comisión de Plantas Ornamentales, Follajes y flores AGEXPORT, 2013).

Ubicación geográfica: El municipio de San Rafael Pie de la Cuesta se encuentra situado en la parte Central del departamento de San Marcos en la Región VI o Región Sur-occidental. Se localiza en la latitud 14° 55' 50" y en la longitud 91° 54' 48". Limita al Norte con los municipios de San Pablo y San Marcos (San Marcos); al Sur con los municipios de El Tumbador y Nuevo Progreso (San Marcos); al Este con los municipios de Esquipulas Palo Gordo y San Marcos (San Marcos); y al Oeste con los municipios de El Rodeo y San Pablo (San Marcos). Extensión territorial de 60 kilómetros cuadrados y se encuentra a 1038.54 metros sobre el nivel del mar, por lo que generalmente su clima es templado. La distancia de este municipio a la cabecera departamental es de 27 kilómetros. La cabecera municipal San Rafael Pie de la Cuesta, cuenta con las aldeas Chayen, Naranjo, Feria, La Trinidad y Patí; y 4 caseríos que conforman el área rural (Culturapeteneraymas, 2011).

1.4.3.5 ARMENIA LORENA

El área de producción esta situada en el municipio de San Rafael Pie de la Cuesta, del departamento de San marcos, la unidad de producción se encuentra en la finca Lorena, se cultiva dracaenas y pothos, cuenta con un total de 60 empleados de los cuales 42 son mujeres y 18 hombres (Comisión de Plantas Ornamentales, Follajes y flores AGEXPORT, 2013).

Ubicación geográfica: El municipio de San Rafael Pie de la Cuesta se encuentra situado en la parte Central del departamento de San Marcos en la Región VI o Región Sur-occidental. Se localiza en la latitud 14°50'0.01" y en la longitud - 91°55'59.98". Limita al Norte con los municipios de San Pablo y San Marcos (San Marcos); al Sur con los municipios de El Tumbador y Nuevo Progreso (San Marcos); al Este con los municipios de Esquipulas Palo Gordo y San Marcos (San Marcos); y al Oeste con los municipios de El Rodeo y San Pablo (San Marcos). Extensión territorial de 52 kilómetros cuadrados y se encuentra a 918 metros sobre el nivel del mar, por lo que generalmente su clima es templado. La distancia de este municipio a la cabecera departamental es de 25 kilómetros. La cabecera municipal San Rafael Pie de la Cuesta, cuenta con las aldeas Chayen, Naranjo, Feria, La Trinidad y Patí; y 4 caseríos que conforman el área rural (Culturapeteneraymas, 2011).

1.4.3.6 CONCEPCION LA CIENAGA

El área de producción esta situada en el Municipio de San Raymundo, departamento de Guatemala, a 32 Km de la ciudad de Guatemala. Situada a 1,760 mnsnm, con clima templado todo el año. Cuenta con 4 ha de invernaderos, se cultiva Gerberas, Marantas Rojas y Verdes, Hiedras verdes y variegadas, Aphelandra Dania. Cuenta con 11 empleados, 4 mujeres y 7 hombres. (Concepción la Ciénaga 2015)

Ubicación geográfica: El municipio de San Raymundo, se encuentra situado al norte del departamento de Guatemala, en la Región I o Región Metropolitana. Se localiza en la latitud 14° 45' 55" y en la longitud 90° 35' 45". Limita al Norte con el municipio de Granados y El Chol (Baja Verapaz); al Sur con el municipio de San Juan Sacatepéquez (Guatemala); al Este con los municipios de Chuarrancho y Chinautla (Guatemala); y al Oeste con el municipio San Juan Sacatepéquez (Guatemala). Extensión territorial de 144 kilómetros cuadrados, y se encuentra a 1570 msnm, clima es frío. Se encuentra a una distancia de 44 Km de la cabecera departamental de Guatemala (deGuate.com , s.f.).

1.4.3.7 DISTRIBUIDORA JARCH S. A.

La unidad de producción está ubicada en el parcelamiento de Cuyuta municipio de Masagua, departamento de Escuintla, cuenta con 13 empleados, 10 mujeres y 3 hombres (Comisión de Plantas Ornamentales, Follajes y flores AGEXPORT, 2013).

Ubicación geográfica: El municipio de Masagua, se encuentra situado en la parte Central del departamento de Escuintla, en la Región V o Región Central. Se localiza en la latitud 14° 12' 05" y en la longitud 90° 51' 34". Limita al Norte con el municipio de Escuintla (Escuintla); al Sur con el municipio de San José (Escuintla); al Este con los municipios de Guanagazapa é Iztapa (Escuintla); y al Oeste con el municipio de La Democracia (Escuintla). Extensión territorial de 448 kilómetros cuadrados y se encuentra a 100 MNSM, por lo que generalmente su clima es cálido, no cuenta con elevaciones importantes como montañas o cerros, ya que se encuentra en una planicie que termina al borde del océano Pacífico (Culturapeteneraymas, 2011).

1.4.3.8 FOLLAJES LA FAUNA S. A.

La unidad de producción está ubicada en el municipio de Taxisco, departamento de Santa Rosa, en el km 113 de la carretera D-5, cuenta con 8 empleados, 3 mujeres y 5 hombres (Comisión de Plantas Ornamentales, Follajes y flores AGEXPORT, 2013).

Ubicación geográfica: El municipio de Taxisco, se encuentra al sur del departamento de Santa Rosa, en la Región IV o Región Sur-Oriente. Se localiza en la latitud 14° 05' 13" y en la longitud 90° 22' 48". Limita al Norte con el municipio de Pueblo Nuevo Viñas (Santa Rosa); al Sur con el Océano Pacífico; al Este con el municipio de Guazacapán; y al Oeste con los municipios de Iztapa y Guanagazapa (Escuintla). La extensión territorial de 428 kilómetros cuadrados, y se encuentra a 214 msnm, su clima es templado. Se encuentra a una distancia de 52 Km de la cabecera departamental de Santa Rosa y a 111 Km de la ciudad capital de Guatemala (Culturapeteneraymas, 2011).

1.4.3.9 GUATEXOTIC

La unidad de producción, está ubicada en el municipio de la Nueva Concepción, del departamento de Escuintla. Cuenta con 30 empleados, 24 mujeres y 6 hombres (Comisión de Plantas Ornamentales, Follajes y flores AGEXPORT, 2013).

Ubicación geográfica: El municipio de Nueva Concepción se encuentra ubicado en las coordenadas latitud sur 14° 11' 00" y longitud este: 91° 19' 00", limita al norte con el municipio de Patulul, Suchitepéquez; al sur con el Océano Pacífico; al este con el municipio de La Gomera, extensión territorial de 554 km² y la cabecera del mismo nombre se encuentra a 55.3 msnm, presenta clima con temperaturas que oscilan entre los 25° y 35° C, topografía predominantemente plana y algunas pendientes negativas. Se localiza a 150 km de la ciudad capital y a 93 km. de la cabecera departamental, por la carretera CA-9. El municipio está dividido en cuatro microrregiones: la región 1, denominada Región Central, ubicada en el eje central del municipio; la región 2, denominada Región Coyolate, ubicada en la parte alta y baja del río Coyolate; región 3, denominada Región Madre Vieja, ubicada en la parte media y baja del río Madre Vieja y la región 4, denominada Región Tecojate, se encuentra en la parte sur del municipio, donde se encuentra la playa de Tecojate. El municipio forma parte de la denominada Franja del Litoral del Pacífico, que es visualizado como una región para el desarrollo socio productivo y socio ambiental. (WIKIPEDIA 2013)

1.4.3.10 INVERSIONES NORDICAS

La unidad de producción está ubicada en la finca Flamenco, en la cabecera del departamento de Retalhuleu, cuenta con 9 empleados, 6 mujeres y 3 hombres (Comisión de Plantas Ornamentales, Follajes y flores AGEXPORT, 2013).

Ubicación geográfica: El Departamento de Retalhuleu se encuentra situado en la región VI o región Sur Occidental, su cabecera departamental es Retalhuleu, está a 239 msnm y a 190 kilómetros de la Ciudad Capital de Guatemala. Extensión territorial de 1856 Km², limita al Norte con Quetzaltenango, al Sur con el Océano Pacífico, al Este con Suchitepéquez; y al Oeste San Marcos y

Quetzaltenango. Se ubica en la latitud 14° 32' 07" y longitud 91° 40' 42". Con un clima generalmente cálido (Culturapeteneraymas, 2011).

1.4.3.11 IVAGRO S. A.

La unidad de producción está ubicada en la Finca El Rincón, está ubicada en la Aldea, Santa Lucia Los Ocotes, Zona 25, municipio de Guatemala, Guatemala, en el 132 km de la carretera que conduce a Nueva Concepción. Cuenta con 17 empleados, 14 mujeres y 7 hombres (Comisión de Plantas Ornamentales, Follajes y flores AGEXPORT, 2013).

Ubicación geográfica: La aldea Santa Lucia Los Ocotes se localiza en la parte nororiente del departamento de Guatemala, en la Región I, también llamada Metropolitana. Se localiza en la latitud 14° 45' 35" y en la longitud 90° 22' 18". Cuenta con Extensión territorial de 84 kilómetros cuadrados, y se encuentra a 1,080 mns (deGuate.com , s.f.).

1.4.3.12 LA FLORESTA CROPS DE GUATEMALA.

La unidad de producción ubicada en la aldea San Luis Pueblo Nuevo, municipio de Pastores, Departamento de, cuenta con 72 empleados, 14 mujeres y 58 hombres (Comisión de Plantas Ornamentales, Follajes y flores AGEXPORT, 2013).

Ubicación geográfica: El Municipio de Pastores, Colinda al Norte con El Tejar (Chimaltenango) y Sumpango (Sacatepéquez); al Este con Jocotenango (Sacatepéquez); al Sur con San Antonio Aguas Calientes y Antigua Guatemala (Sacatepéquez); al Oeste con Parramos, El Tejar (Chimaltenango) y Santa Catarina Barahona (Sacatepéquez). Se encuentra situado en la parte Noreste del departamento de Sacatepéquez, en la Región V o región Central, se localiza en lat. 14°35'28", long. 90°45'18". En la ribera del río Guacalate. Al sureste de la cabecera de Chimaltenango. Por la ruta nacional 14 de Chimaltenango al sur, 8 km. A la cabecera de Parramos y por la misma ruta sureste 6 km. A la cabecera De Pastores. Extensión: Área aprox. 19 km², se encuentra a una altura 1,550 MNSM, el clima es frío, Además del español se habla el cakchiquel, con un aproximado de 11682 habitantes. (CAMTUR 2013)

1.4.3.13 LA FLORESTA ORNAMENTALES

La unidad de producción denominada Finca La Floresta, ubicada en la Aldea Tontem, del municipio de Cobán, departamento de Alta Verapaz, en el 205 km de la carretera que conduce a Cobán. Cuenta con 18 empleados, 6 mujeres y 12 hombres (Comisión de Plantas Ornamentales, Follajes y flores AGEXPORT, 2013).

Ubicación geográfica: La ciudad de Cobán está ubicada a 212 km de la ciudad de Guatemala. Limita al norte con el departamento de Petén; al sur con los municipios de Verapaz, Santa Tactic y Tamahú; al este con los municipios de Chisec, San Pedro Carchá y San Juan Chamelco; y al oeste con el departamento del Quiché. Se ubica en la latitud 15° 28' 07" y longitud 90° 22' 36". Extensión territorial de 2,132 km². Su altura es de 1316 msnm, suelos kársticos en su mayoría, su topografía es variada, con montañas y siguanes que sobrepasan los 1,000 m de elevación y los 100 m de profundidad respectivamente; el clima cambia en relación con la elevación y sinuosidades del terreno (deGuate.com , s.f.).

1.4.3.14 PLANTAS ORNAMENTALES LOS TARRALES S.A

La unidad de producción denominada Finca Los Tarrales, ubicada en el municipio de Patulul, departamento de Suchitepéquez, en el km 164 de la carretera que conduce a Patulul, Cuenta con 55 empleados, 8 mujeres y 47 hombres (Comisión de Plantas Ornamentales, Follajes y flores AGEXPORT, 2013).

Ubicación geográfica: Patulul se encuentra situado en la parte Este del departamento de Suchitepéquez en la Región VI o Región Sur-occidental, en la latitud 14° 25' 15" y en la longitud 91° 09' 36", limita al Norte con los municipios de Yepocapa y Pochuta (Chimaltenango); al Sur con los municipios de Santa Lucía Cotzumalguapa y Nueva Concepción (Escuintla); al Este con los municipios de Yepocapa (Chimaltenango) y Santa Lucía Cotzumalguapa (Escuintla); y al Oeste con el municipio de Nueva Concepción (Escuintla) y San Juan Bautista (Suchitepéquez). Extensión territorial de 332 kilómetros cuadrados y se encuentra a 330.78 metros sobre el nivel del mar, por lo que generalmente su clima es cálido. La distancia de esta cabecera municipal a la cabecera departamental de Mazatenango es de 54 kilómetros.

1.4.3.15 QUELETZU S. A. LA CONQUISTA

La unidad de producción denominada Finca La Conquista, está ubicada en el municipio de la Nueva Concepción, del departamento de Escuintla, en el kilómetro 155 de la carretera que conduce a Nueva Concepción. Cuenta con 35 empleados, 24 mujeres y 9 hombres (Comisión de Plantas Ornamentales, Follajes y flores AGEXPORT, 2013).

Ubicación geográfica: El municipio de Nueva Concepción se encuentra ubicado en las coordenadas latitud sur 14° 11' 00" y longitud este: 91° 19' 00", limita al norte con el municipio de Patulul, Suchitepéquez; al sur con el Océano Pacífico; al este con el municipio de La Gomera, extensión territorial de 554 km² y la cabecera del mismo nombre se encuentra a 55.3 mnsnm, presenta clima con temperaturas que oscilan entre los 25° y 35° C, topografía predominantemente plana y algunas pendientes negativas. Se localiza a 150 km de la ciudad capital

y a 93 km. de la cabecera departamental, por la carretera CA-9. (WIKIPEDIA 2013).

1.4.3.16 SAUSALITO FARM

La unidad de producción está ubicada en la finca El Edén, en el municipio de San Raimundo, departamento de Guatemala, cuenta con 9 empleados, 8 mujeres y 1 hombre (Comisión de Plantas Ornamentales, Follajes y flores AGEXPORT, 2013).

El municipio de San Raymundo, se encuentra situado al norte del departamento de Guatemala, en la Región I o Región Metropolitana. Se localiza en la latitud $14^{\circ} 45' 55''$ y en la longitud $90^{\circ} 35' 45''$. Limita al Norte con el municipio de Granados y El Chol (Baja Verapaz); al Sur con el municipio de San Juan Sacatepéquez (Guatemala); al Este con los municipios de Chuarrancho y Chinautla (Guatemala); y al Oeste con el municipio San Juan Sacatepéquez (Guatemala). Extensión territorial de 144 kilómetros cuadrados, y se encuentra a 1200, msnm, clima es frío. Se encuentra a una distancia de 44 Km de la cabecera departamental de Guatemala (deGuate.com , s.f.).

1.4.3.17 TUCAN EXPORTERS/LA FLORESTA

La unidad de producción se encuentra ubicada en la Aldea Lo de Mejía, del municipio de San Juan Sacatepéquez, departamento de Guatemala, cuenta con 6 empleados, cuatro mujeres y dos hombres (Comisión de Plantas Ornamentales, Follajes y flores AGEXPORT, 2013).

Ubicación geográfica: La aldea Lo de Mejía se encuentra ubicada al este de la cabecera Municipal de San Juan Sacatepéquez, La aldea se encuentra ubicada entre las coordenadas, latitud $14^{\circ}41'43,08''$ norte, y longitud $90^{\circ} 36'5,05''$ oeste y a 1738 mnsn, colinda al norte con finca Lo de Castillo; al sur con el municipio de Mixco; al este con la Colonia Lomas de San Pedro, y al oeste con la aldea Sajcavillá, la topografía es quebrada, el centro es relativamente plano, a una distancia de la cabecera municipal, de 10 km aproximadamente (Camey 2012).

1.4.3.18 TUCAN EXPORTERS/MASAGUA

La empresa se ubica en el municipio de Masagua, del departamento de Escuintla, Cuenta con 18 empleados, 13 mujeres y 12 hombres (Comisión de Plantas Ornamentales, Follajes y flores AGEXPORT, 2013).

Ubicación geográfica: El municipio de Masagua, se encuentra situado en la parte Central del departamento de Escuintla, en la Región V o Región Central. Se localiza en la latitud $14^{\circ} 12' 05''$ y en la longitud $90^{\circ} 51' 34''$. Limita al Norte con el municipio de Escuintla (Escuintla); al Sur con el municipio de San José (Escuintla); al Este con los municipios de Guanagazapa é Iztapa (Escuintla); y

al Oeste con el municipio de La Democracia (Escuintla). Extensión territorial de 448 kilómetros cuadrados y se encuentra a 100 mnsnm, por lo que generalmente su clima es cálido, no cuenta con elevaciones importantes como montañas o cerros, ya que se encuentra en una planicie que termina al borde del océano Pacífico (Culturapeteneraymas, 2011).

1.4.3.19 VITAFARMS

La unidad de producción está ubicada en el municipio de Villa Canales, departamento de Guatemala, en el km 3.5 a la aldea El Zapote, cuenta con 162 empleados, 82 mujeres y 80 hombres (Comisión de Plantas Ornamentales, Follajes y flores AGEXPORT, 2013).

Ubicación geográfica: Villa Canales, municipio del departamento de Guatemala, ubicado a 22 kilómetros al sur de la capital, la cabecera municipal se encuentra a 1215 msnm, la extensión territorial es de 353 km². Las elevaciones del municipio van desde 900 msnm, a 1760 msnm, limita al norte con los municipios de Guatemala y Santa Catarina Pinula; al este con Santa Catarina Pinula, Fraijanes y Barberena (Santa Rosa); al sur con San Vicente Pacaya y Guanagazapa (Escuintla) y al oeste con Guatemala, San Miguel Petapa, Amatitlán y San Vicente Pacaya (Escuintla) (SCRIBD 2013).

1.4.3.20 ZION PLANTS S. A.

La unidad de producción está ubicada en el municipio de Santo Domingo Xenacoj, departamento de Sacatepéquez, cuenta con 32 empleados, 16 mujeres y 16 hombres (Comisión de Plantas Ornamentales, Follajes y flores AGEXPORT, 2013).

Ubicación Geográfica: Santo Domingo Xenacoj se encuentra situado al Norte del departamento de Sacatepéquez, en la Región V o Región Central. Se localiza en la latitud 14° 40' 48" y en la longitud 90° 42' 08". Limita al Norte con los municipios de San Juan Sacatepéquez (Guatemala) y El Tejar (Chimaltenango); al Sur con los municipios de Jocotenango, Pastores y Sumpango (Sacatepéquez); al Este con los municipios de San Juan Sacatepéquez y San Pedro Sacatepéquez (Guatemala); y al Oeste con los municipios de Pastores (Sacatepéquez) y El Tejar (Chimaltenango). Extensión territorial de 37 km² y altura de 1830 msnm, por lo que generalmente su clima es frío. Se encuentra a 32 kilómetros de la cabecera departamental de Sacatepéquez (Culturapeteneraymas, 2011).

1.4.4 El Método

El proyecto constó de dos fases: la primera la fase de Campo, dirigida al muestreo de las unidades productivas en cada uno de los cultivos seleccionados, y la segunda de laboratorio para la realización del diagnóstico de enfermedades

e identificación de plagas. Los muestreos fueron de tipo dirigido, no aleatorio ya que se buscaba encontrar de manera directa a los agentes plaga por medio de los síntomas clásicos en respuesta al ataque de algún agente. Cada sitio de muestreo fue documentado en forma gráfica y referenciado por medio de posicionamiento geográfico, referenciando las coordenadas en grados, minutos y segundos.

1.4.4.1 Fase de campo

1.4.4.1.1 TOMA Y TRASLADO DE MUESTRAS EN ÁREAS DE PRODUCCIÓN

a) Colecta de muestras de agentes patógenos en tejidos vegetales:

La presencia de agentes patógenos en las plantas se manifiesta básicamente por los síntomas y signos, que en el caso de plantas ornamentales hay confusión en los síntomas debido a las variedades existentes en cada especie derivado de las formas y colores caprichosos que las hacen ser como tales. En la figura 1 se muestra una vista panorámica de una plantación de Croton donde se tiene una visual de al menos cuatro variedades en un espacio relativamente pequeño y en la figura 2 se muestran los síntomas y sus variantes entre variedades de plantas.

Figura 1. Vista panorámica de plantación de crotón de la finca de la empresa Agro Marialinda, donde se puede apreciar al fondo las variedades Banana, Petra y Tirabuzón, hacia el frente de hoja delgada con pinta amarilla la variedad Sony y atrás de hoja ovalada y amarillenta la variedad Golds dust.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Se reconocen varios tipos de síntomas según la ubicación en la planta, coloración, cambios de formas, desarrollo etc. En base a lo anterior se procedió reconocer las características de cada cultivo y cada variedad que se presentaba y de esta manera se familiarizo el grupo de plantas a muestrear.

Considerando que en muchos casos la manifestación de algunos síntomas foliares se deben a daños en las raíces se realizaron muestreos sistemáticos de suelo y raíces de cada uno de los cultivos que fueron sujeto de muestreo para la detección de agentes patógenos involucrados en el sistema radicular.

Figura 2. Variación de síntomas por variedad de cultivo, ambos son pothos, (A) pothos marble queen a la derecha (B) potos golden, ambos con síntomas de *Colletotrichum sp.*



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Se realizaron recorridos en los invernaderos en busca de plantas con síntomas y se procedió a la colecta de las muestras, mismas que fueron introducidas en bolsas de nylon con papel toalla humedecido para preservarlas adecuadamente codificándola con las iniciales de la unidad productiva, aldea, municipio, número de muestra.

En la libreta de campo se anotaron además de los datos anteriores, el nombre del encargado del invernadero, variedad, área de cultivo, datos de aplicaciones de plaguicidas, y geoposicionamiento y luego fueron colocadas en hieleras para el traslado hacia los laboratorios de la Facultad de Agronomía de la FAUSAC.

Al ubicar las áreas afectadas se procedió a la toma de muestras de material vegetal infectado y suelo correspondiente. En la figura 3 se puede observar una porción del cultivo de Pothos con daño probablemente por nematodos o bien hongos de suelo. En la figura cuatro se muestran el proceso de toma de muestras en plantaciones de Tillandsia y Dracaenas.

Figura 3. Reconocimiento del área, se pueden ubicar focos de infección al observar sectores con escaso desarrollo, amarillamiento, menor cantidad de follaje, entre otras, en este caso se muestra un tablón de Pothos en uno de los sitios de muestreo.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

b) Colecta de muestras de suelo y raíces:

Figura 4. Muestreo de Campo. A. Muestreo realizado en unidad productora de *Tillandsia* sp., se observa como el equipo de trabajo realiza el reconocimiento de síntomas visibles en camas de producción. B. Muestreo realizado en unidad productora de *Dracaena*, se observa el reconocimiento de síntomas visibles en la parte foliar de la planta.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

La toma de muestras de suelo fueron realizadas por medio de muestreo aleatorio y sistemático dentro de los invernaderos, cuando se observaron secciones de los tabloneros con cultivo con amarillamiento, escaso desarrollo, y otros síntomas típicos de nematodos u hongos de suelo, se procedió a obtener muestras de suelo y raíces, las cuales fueron colocadas en bolsas de nylon identificadas para su traslado hacia el laboratorio.

c) Colecta de muestras de artrópodos y moluscos:

Cuando el daño en las plantas es causado por artrópodos o moluscos se nota por las lesiones en el tejido, exudaciones, presencia de al menos uno de los estadios (huevos, larvas, ninfas adultos o exubias) en algunos casos cuando solo se observa el daño generalmente se muestra en patrones simétricos, lo que evidencia para asumir que estuvo presente en algún momento.

Para el caso de muestras entomológicas la inspección fue dirigida y se procedió a la captación de material vegetal con presencia de especímenes. Se procedió a revisar cada una de las secciones de los invernaderos y se observó la incidencia de daños provocados por la presencia de artrópodos y moluscos, o bien la presencia física de especímenes sobre los tejidos vegetales, se procedió a la toma de muestras en cada invernadero codificándola con las letras iniciales de la unidad productiva, aldea, municipio, número de muestra. En la libreta de campo se anotaron además de los datos anteriores el nombre del encargado de los invernaderos, la variedad, área de cultivo, datos de aplicaciones de plaguicidas, y geoposicionamiento.

Los especímenes recolectados se colocaron con el substrato de alimentación en bolsas plásticas o bien en frascos con etanol al 75% con o sin el substrato de alimentación de acuerdo con su tamaño y la necesidad de su traslado con el mismo. En la figuras cuatro y cinco se detalla en forma gráfica el procedimiento de toma de muestras y procesamiento para su traslado de especímenes vegetales y de insectos.

Figura 5. Muestreo de campo colecta de especímenes vivos de moluscos. (A) Toma de especímenes de caracol en periferia de área de empaque de Cultivo de Tillandsias. (B). Muestra de especímenes tomados en campo colocadas en cajas de Petri debidamente identificadas para su transporte al laboratorio para la determinación.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

1.4.4.2 Fase de laboratorio

En laboratorio se procedió a realizar el procesamiento de las muestras colectadas en campo. El material vegetal se trabajó según la determinación a realizar:

A. Agentes fitopatógenos

Se procedió a observar los síntomas en tejidos vegetales (hojas, tallos, raíces e inflorescencias) según fuera el caso y se procedía a caracterizar el síntoma presente, a partir de este punto se procedía a la observación microscópica para establecer la presencia de signos del patógeno. La caracterización microscópica permitía dirigir el proceso hacia la detección de bacterias o bien hongos.

- a) Bacterias: La presencia de bacterias generalmente se manifiesta en el tejido foliar por áreas necróticas con presencia de halos con plasmólisis a diferencia de los hongos la mancha lesión necrótica presenta halos amarillentos o de colores variados sin plasmólisis.

Para confirmar la presencia de bacterias en los tejidos se procedió a la preparación de cortes para realizar montajes en agua destilada para establecer la presencia de flujo bacteriano. Una vez confirmado la presencia de flujo bacteriano se procedió al aislamiento en medios de cultivo, para acelerar el proceso de utilizaron los medios de caracterización B de King y YDC, posteriormente se procedió a seguir el proceso de purificación, caracterización Gram y de características de la colonia en los medios, paralelo a ello la confirmación de la patogenicidad.

- b) hongos: En el caso de hongos se manifiestan en el tejido vegetal por áreas necróticas con presencia de halos de color que va de blanco a amarillo hasta color púrpuro, además en muchos casos en notoria la presencia de estructuras reproductivas inmersas o sobre el tejido necrótico. Se procedió a la observación de estructuras reproductivas para ello se observaron en fresco y si no se mostraba el desarrollo de estructuras se procedía a la colocación de la muestra en cámara húmeda por espacio de 24 48 horas, con ello se estimula el desarrollo de los cuerpos fructíferos y la producción de esporas que son necesarias para la determinación. Se prepararon montajes de cortes y estructuras reproductivas con lactofenol y gelatina glicerada, para observación en microscopio, y se procedió al cotejo de estructuras reproductivas con claves especializadas.

- c) Nematodos: En este caso se procesaron muestras de suelo y raíces, las muestras fueron procesadas mediante cuatro métodos según el tipo de muestra y la presunción de géneros de nematodos a extraer, los métodos utilizados fueron :

- Tamizado doble centrifugado con flotación en azúcar

- Embudo de Baermann
- Nebulización
- Licuado tamizado
- Disección

Posteriormente se procedió al montaje de especímenes, determinación de géneros por medio de claves especializadas y conteo de poblaciones utilizando el método de cámara con la base de 20 cc de extracción y 2 cc, de lectura con tres repeticiones por lectura.

- d) Oomycetos: La detección de este grupo de microorganismos se realizó por medio del método de cultivo trampa y aislamiento en medios selectivos. Se utilizaron los medios con medio base Corn Meal Agar CMA por sus siglas más una combinación de antibióticos y fungicidas CMA +PARPB y CMA + PARPBH, Pimaricina, Ampicilina, Rifampicina, Pentacloronitrobenzeno, Benomyl e Himexazole por sus siglas, posteriormente se purificaron en medio PDA para determinar el patrón de crecimiento y se procedió al montaje de estructuras de reproducción y se cotejaron con la clave según Erwin y Riveiro.

B) Artrópodos y moluscos

La determinación de los especímenes encontrados se realizó en base a las características anatómicas y según sea el caso, se realizó con claves taxonómicas correspondientes.

- C) Fuentes de consulta: Los especímenes obtenidos se cotejaron en base a características anatómicas y morfológicas con las siguientes claves taxonómicas:

(Ainsworth, 1978), (Barnett & Hunter, 1972), (Bélanger, Bushnell , Dik, & Carver, 2002), (Biosystematics Research Institute, 1981), (Blackman & Eastop , Aphids on the World's Crops, an Identification and Information Guide., 2000), (Blackman & Eastop, Aphids on the world's trees, and identification and information guide, 2000), (Borror, Triplehorn, & N. F. , 2000), (Bradbury , 1986), (Bran , 2010), (CAB International, 2007), (Chase , Foliage plant diseases diagnosis and control , 1997), (Commonwealth Institute of Helminthology , 1973), (Cummins & Hiratsuka , 2003), (Davet & Rouxel, 1997), (Doreste , 1984), (Dropkin , Introduction to plant nematology, 1985), (Ellis , Dematiaceous Hyphomycetes Commonwealth Mycological Institute , 1971), (Ellis , More Dematiaceous Hyphomycetes , 1976), (Erwin & Ribeiro , 1996), (Farr, Bills, Chamoris, & Rossman, 1986), (Hamon & Williams , 1984), (Hanlin , 1992), (Helfer , 2010), (Kaston , 1972), (Krantz, 1975), (Mai & Mulling, 1996), (Daughtrey , Wick , & Peterson , 1995), (Mound & Marullo, 1996), (Nakahara, 1994), (Ochoa , Aguilar, & Vargas, 1991), (Palmer , Mound, & du Heaume, 1989), (Peterson , 1951), (Shamim Jairajpuri & Ahmad , 1992), (Sidiqi, 2000),

(Sivanesan, 1984), (Stehr, 1987), (Sutton , 1980), (United States Department of Agriculture, 1991), (Williams, & Watson , 1988), (Williams & Granara de Willink, 1992).

1.4.4.3 Análisis de la información

Con los datos obtenidos de las diferentes unidades se ha elaborado una base de datos, que se puede realizar búsqueda por cultivo, localidad y plagas, dicha base ha servido para la generación de mapas de dispersión o incidencia de las plagas con mayor índice de detección o de importancia en cada uno de los cultivos bajo estudio, se realizaron graficas de incidencia por patógeno en localidades y por patógeno en cultivos y por cultivo.

Se procedió a realizar análisis de incidencia dentro de las unidades productivas y entre las unidades productivas por cultivo y por enfermedades que se resumen en cuadros y gráficas como parámetros de incidencia de las plagas más relevantes y de mayor riesgo para las exportaciones y sobre esa base se proponen planes generales de manejo integrado por cada una de las cinco plagas más relevantes independiente al cultivo en que se encuentren.

1.4.5 La Técnica Estadística

El universo de muestreo fueron las 20 empresas que voluntariamente participaron y permitieron realizar el muestreo, la condición para participar es que al menos tuviese uno de los cultivos bajo estudio (Pothos, Tillandsia, Croton, Hiedra, Dracaena y Scheffleras)

Se utilizó el método de muestreo dirigido, las unidades productivas tenían que tener al menos una de las especies de plantas ornamentales bajo estudio, dentro de las plantaciones se realizaron caminamiento a lo largo y ancho de las áreas de producción y se captaron muestras de tejidos vegetales que presentaban síntomas y/o signos de agentes patógenos, así mismo también se colectaron artrópodos y moluscos presentes sobre los tejidos foliares y radicales que estuvieran directamente asociados a las plantas.

2 PARTE II

2.1 MARCO TEÓRICO

2.1.1 CULTIVOS BAJO ESTUDIO

2.1.1.1 Crotón (*Codiaeum variegatum*)

Clasificación taxonómica:

Reino:	Plantae
Subreino:	Tracheobionta
Superdivision:	Spermatophyta
División:	Magnoliophyta
Clase:	Magnoliopsida
Subclase:	Rosidae
Orden:	Euphorbiales
Familia:	Euphorbiaceae
Género:	<i>Codiaeum</i> Juss
Especie:	<i>Codiaeum variegatum</i> (L.) Juss. (USDA , 2015).

(Gr. *Codiaeum* para la cabeza) en referencia que sus hojas se utilizaban para adornar coronas, por asocio croton, (L. Croton = garrapata) por la similitud de las semillas con la forma de garrapatas de ovejas (Meyer, 2014).

Nativo de Malasia, las islas del Pacífico y norte de Australia, también llamado “la túnica de José” es una planta perenne, semileñosa puede crecer hasta 3 m de altura. Se cultiva como planta de interior. Se destaca por lo llamativo y colorido follaje de tono brillante, consistencia coriácea, el borde de las hojas afilado, de colores brillantes que van desde el amarillo, rosa, naranja, rojo, bronce, púrpura y combinaciones más verdes de la misma en los patrones que involucran machas y rayas. Hojas ovaladas a lanceoladas, con longitudes hasta de 36 cm. (Missouri Botanical Garden, 2015).

Plagas y enfermedades

Agentes fitopatógenos que afectan al crotón se reporta la mancha foliar incitada por *Colletotrichum gloeosporoides*, (Barguil B. M., Aguiar Beserra Júnior, J. E., Alves de Oliveira, S. M. (2007). Según Pirone 1978, la enfermedad más frecuente es la antracnosis causada por *Glomerella cingulata*, otras enfermedades que también reporta son *Pellicularia koleroga*, *Phyllosticta codiaei* y *Phymatotrichum omnivorum*, *Xanthomonas campestris* pv. *Poinsettiicola*, *Rhizobium radiobacter* (*Agrobacterium tumefaciens*), *Kutilakesa pironii* (Henny, Osborne , & Chase , 1991).

Nematodos de los géneros Según (Nieto , Palmieri , & Porres Arreaga, 2010) se detectó la presencia de 10 especies de nematodos (*Helicotylenchus multicinctus*, *Pratylenchus coffeae*, *Rotylenchulus reniformis*, *Radopholus similis*, *Aphelenchus sp.*, *Dorylaimus sp.*, *Criconemoides sp.*, *Hoplolaimus sp.*, *Criconema sp.* y *Meloidogyne sp.*).

Aphelenchus sp. *Longidorus sp.* *M. incognita* *P. brachyurus* *P. coffeae* *Pratylenchus sp.* *R. reniformis*, *Xiphinema sp.* (Gandarilla Basterrechea & Fernández González, 2002)

En cuanto a plagas insectiles, también menciona escamas y trips del genero *Heliothrips haemorrhoidalis*. (Oliveira, S.M. 2007). Entre otros, *Frankliniella occidentalis*, *Brevipalpus spp.*, *Tetranychus sp.*, *Bradysia spp.* (Henny, Osborne , & Chase , 1991).

2.1.1.2 *Dracaena* (*Dracaena* L.)

Clasificación taxonómica:

Reino: Plantae
Subreino: Tracheobionta
Superdivision: Spermatophyta
División: Magnoliophyta
Clase: Liliopsida
Subclase: Liliidae
Orden: Liliales
Familia: Agavaceae
Género: *Dracaena* L. (USDA , 2015)

El género *Dracaena*, El nombre del género deriva del griego “drakàina” que significa dragona que es el femenino de dragón, del griego “drakon” = dragón (Puccio, *Dracaena draco*, 2015). Originaria de África Occidental, denominada también como “planta de maíz”, es una planta de interior popular. Aunque puede crecer hasta 6 m de altura o más en su hábitat natural. Crece lentamente. Rosetas de hojas verdes lisas paralelas o veteadas. Con el tiempo, las plantas pierden las hojas inferiores y revelan tallos desnudos. Presenta pequeñas flores fragantes, de color amarillo-blanco en cabezas redondas aparecen en panículas terminales, las flores son seguidas por las bayas rojas. Las flores y bayas raras veces aparecen en las plantas de interior. *Dracaena fragans var. massangeana*, es un cultivar popular que cuenta con una amplia franja amarilla central sobre cada hoja (Missouri Botanical Garden, 2015).

a) Plagas y enfermedades:

Se registran algunas especies de bacterias y hongos, *Erwinia carotovora* pv. *carotovora* y *E. chrysanthemi*, *Colletotrichum gloeosporioides*, *Cephalosporiosis sp.* *Alternaria alternata*, *Curvularia brachyspora*, *Fusarium moniliforme*,

Fusarium Incarnatum, *Fusarium moniliforme*, *Fusarium sp.*, *Curvularia gudauskasii*, *Curvularia verruculosa*, *Microsphaeropsis sp.* *Rhizoctonia solani*, *Phoma sp.*, (Estrada, Sandoval, & Bonilla, 2004) (Poole, Chase, & Osborne, 2015)

Nematodos *Meloidogyne incognita* (Noel Ortuño & Rolando Oros, 2002)

Plagas de artrópodos se reportan Cochinillas (*Pseudococcus sp.*), escamas, ácaros de la especie *Tetranychus urticae* (Acuña, 1999).

2.1.1.3 Hiedra (*Hedera helix*)

Clasificación taxonómica:

Reino: Plantae
Subreino: Tracheobionta
Superdivision: Spermatophyta
División: Magnoliophyta
Clase: Magnoliopsida
Subclase: Rosidae
Orden: Apiales
Familia: Araliaceae
Género: Hedera
Especie: *Hedera helix* (L.) (USDA, 2015).

La hiedra, del latín *haerere* (= agarrarse), debido a la capacidad de trepar árboles y hélix por la forma de hélice de la planta. Pertenece a la familia araliaceae, originaria de Europa norte de África y Asia, que puede cultivarse en interiores, muy abundante en Europa, norte de África y Asia. La podemos encontrar desde el sur de Escandinavia hasta la península Ibérica, alcanzando por el este Chipre y el norte de Turquía. Crece fundamentalmente en lugares umbríos en bosques, paredes, rocas, etc. Desde el nivel del mar hasta unos 1000 metros de altitud. Se ha introducido en numerosos lugares del resto del mundo. Posee gran capacidad de adaptación a diferentes tipos de terrenos y de climas. Crece hasta 30 metros de altura, hojas entre 5 y 10 cm de longitud; verde oscuro brillante por el haz, verde claras por el envés, alternas, pecioladas y con nervación bien evidente. La temperatura debe situarse entre los 12 y los 20 °C (Palazzola & Burnham, 2013), (Puccio, *Hedera helix*, 2015).

a) Plagas, y enfermedades

Entre las enfermedades destacan bacterias de las especies, *Rhizobium radiobacter* (*Agrobacterium sp.*), (Dove Associates, 2013) *Xanthomonas campestris*, *Xanthomonas campestris pv. Hederae*, Hongos de las especies: *Alternaria alternata*, *Alternaria sp.* *Colletotrichum trichellum*, *Colletotrichum sp.* , *Glomerella sp.*, *Guignardia bidwellii*, *Macrophoma sp.*, *Phomopsis sp.*, *Phyllosticta sp.*, *Rhizoctonia sp.* Entre otros. Oomycetos de las especies: *Phytophthora cinnamomi*, *P. cryptogea*, *P. nicotianae*, *P. parasítica*, *P. palmivora*,

Phytophthora sp. *Pythium sp.* (UNIVERSITIES, ALABAMA A&M AND AUBURN, 1914) (University of Kentucky-College of Agriculture, 2004)

Plagas superiores reportadas para Hedera se tienen: Nematodos de los géneros *Criconemella sp.*, *Helicotylenchus sp.* y *Meloidogyne sp.* (Clemson University, 2015), *Pratylenchus vulnus*, *Pratylenchus penetrans* (Pierre, 2005)

Artropodos: *Tetranychus urticae* (Kawka & Tomczyk, 2002), *Aphis hederiae*, *Megalopyge opercularis* (Pascal), *Protopulvinaria pyriformis*, *Polyphagotarsonemus latus*, *Brevipalpus obovatus*, *Phytonemus pallidus*, *Chrysomphalus dictyospermi*, *Hemiberlesia rapax*, *Latania scale*, *Hemiberlesia lataniae*, *Oleander scale*, *Aspidiotus nerii*, *Aonidiella citrina*, *Parasaissetia nigra*, *Coccus hesperidum*, *Aphis fabae*, *Pseudococcus maritimus*. (California, 2001), *Ceratoplastes japonicus*, *Hercinothrips femoralis*, *Pseudococcus calceolariae*, *Aspidiotus nerii*, *Ceroplastes rusci*, *Dialeurodes citri*, *Icerya purchasi*, *Otiiorhynchus armadillo*, *Trichoplusia ni* (Pierre, 2005)

2.1.1.4 Pothos (*Epipremnum aureum*)

Clasificación taxonómica:

Reino: Plantae
Subreino: Tracheobionta
Superdivision: Spermatophyta
División: Magnoliophyta
Clase: Liliopsida
Subclase: Arecidae
Orden: Arales
Familia: Araceae
Género: *Epipremnum* Schott
Especie: *Epipremnum pinnatum* (L.) Engl. (USDA , 1999)
Sinónimos: *Epipremnum aureum*, *Pothos aureus*. *Scindapsus aureus*, *Rhaphidophora pinnata*,

El pothos, *Epipremnum* del Gr. (ep-ee-PREM-noom) = prendido del árbol, (AW-ree-um) = dorado Originaria de Oceanía específicamente de las Islas Salomón, se le denomina “potos de oro” o “hiedra del diablo” es una planta enredadera con abundante follaje amarillo vetado. En su hábitat natural trepa troncos de árboles aferrada por raicillas aéreas, en el suelo crece como una cobertura, puede llegar desde los 12 m más de longitud (Meyer, 2014), (Poole, Chase, & Osborne, 2015), (Puccio , *Epipremnum aureum* , 2015)

Se cultiva como planta de interior. Las plantas son de hojas desde 5 cm hasta 50 cm de largo, de colores combinados de tonalidades que van desde verde a amarillo hasta blanco, brillantes, cerosas, en forma de corazón con lóbulos profundos. Todas las partes de esta planta son venenosas si se ingieren. Diminutas flores típicas de la familia Aracea, son seguidas por pequeñas bayas. Flores y bayas raras veces

aparecen en las plantas de interior. Sinónimo de *Pothos areaus*, *Scindapsus aureus* y *Raphidophora aurea* (Missouri Botanical Garden, 2015).

a) Plagas y enfermedades:

Presenta ataques de cochinillas aéreas o de raíz, trips o ácaros. Entre las enfermedades se conocen las causadas por hongos y Oomycetos, tales como podredumbre de tallo y raíces causada por *Phytophthora sp.*, *Pythium spp.*, *Sclerotinia sp.*, *Rhizoctonia sp.*, *Sclerotium rolfsii* entre otras. También pueden darse podredumbre más secas, causadas por. Manchas foliares provocadas por *Pseudomonas cichorii*, *Erwinia carotovora*, and *E. chrysanthemi* (Moorman, 2015), (Poole, Chase, & Osborne, 2015).

Nematodos de los géneros *Radopholus similis* (Dr. A. Ayala, Dr. N. Acosta, J. Negron, J. Toro, 1982)

Plagas superiores reportadas para Pothos se tienen: pulgones, araña roja, mosca blanca y cochinillas del género *Pseudococcus sp.* (Fonteriz, Julio Oliver, 2013), gusanos cortadores, generalmente del género *Spodoptera sp.*, que se presenta en las hojas de crecimiento, las babosas son importantes en la época lluviosa. (Acuña Brenes, Betty, 1992).

2.1.1.5 Schefflera (*Schefflera actinophylla*)

Clasificación taxonómica:

Reino:	Plantae
Subreino:	Tracheobionta
Superdivision:	Spermatophyta
División:	Magnoliophyta
Clase:	Magnoliopsida
Subclase:	Rosidae
Orden:	Apiales
Familia:	Araliaceae
Género:	Schefflera J.R. & G. Forst.
Especie:	<i>Schefflera actinophylla</i> (Endl. (USDA , 2014).

La Shefflera =en honor a J. Scheffler, botánico alemán, es una de las especies más populares utilizadas como planta de interior. Es originaria de zonas tropicales y pertenece a la familia de las Araliáceas. Las hojas son perennes, alternas en el arreglo, compuestas palmeadas con oblongas a elípticas folletos en 1 ½ a 2 tallos de pie, y cerosa, de color verde claro. Tiene venas pinadas. El amarillo de flores rojas corren a cargo picos por encima del follaje. Las espigas de flores se asemejan a las costillas estructurales de un paraguas. Tiempo de la floración usual es verano. Los frutos son de color rojo, pequeño, carnoso, redondo, alrededor de ½ pulgada de largo, y numerosas en los árboles maduros (Puccio , Schefflera actinophylla, 2014).

a) Plagas y enfermedades:

Es afectada por patógenos que provocan enfermedades tales como Oídio y fumagina, hongo que crece sobre las secreciones de pulgones, cochinillas y mosca blanca, *Pseudomonas cichorii*, *Xanthomonas campestris* pv. *Hederiae*, *Alternaria panax*, *Pythium splendens*, *Phytophthora parasítica*. (Puccio , Schefflera actinophylla, 2014), (Poole, Chase, & Osborne, 2015).

Entre los nematodos reportados están: *Meloidogyne javanica* (Basterrechea, 2005) *Criconema californicum* (Crosby, 2006), *Helicotylenchus digonicus* (Bureau of Plant Industry, U.S. Department of Agriculture, 2014)

Plagas superiores reportadas para Hedera se tienen: escamas y cochinillas principalmente, como *Unaspis citri* (EPPO quarantine pest), *Metamasius callizona*, (Frank & Cave, 2005), *Parlatoria proteus* (Curtis, 1843), *Ischnaspis longirostris* (Signoret), *Hemiberlesia palmae* (Cockerell), *Hemiberlesia lataniae* (Signoret), *Gymnaspis aechmeae* Newstead, *Diaspis bromeliae*(Kerner), *Diaspis boisduvalii* Signoret *Chrysomphalus aonidum* (L.) (Hamon 1998). *Asterolecanium epidendri* Bouché, *A. bambusicola* Boisduval *Coccus hesperidum* Linnaeus, *Orthezia tillandsiae* Morrison, *Rhizoecus americanus*, *R. floridanus*, *Pseudococcus maritimus* (Erhorn), *Planococcus citri* (Risso), *Ferrisia virgata* (Cockerell), *Dysmicoccus mckenziei* Beardsle, *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell) (Hodges, Non-Armored Scale Insects on Bromeliads , 2003).

2.1.1.6 Tillandsia sp.

Clasificación taxonómica:

Reino:	Plantae
Subreino:	Tracheobionta
Superdivisión:	Spermatophyta
División:	Magnoliophyta
Clase:	Liliopsida
Subclase:	Zingiberidae
Orden:	Bromeliales
Familia:	Bromeliaceae
Género:	Tillandsia (Forst & Forst, 2015)

Las Tillandsias genero descrito por Linneo en honor a Elias Tilland, del cual derivan su nombre. Eson el género más extenso de la familia Bromeliaceae con casi 600 especies distribuidas naturalmente desde el sur de la Florida, EUU, México, Centroamérica y el Caribe, hasta el norte de Argentina (Sengo , 2014).

Las especies de Tillandsia son epifitas, es decir, en la naturaleza crecen normalmente sobre otras plantas, sin ser parásitos, generalmente en árboles. Pero

también hay especies que son litófitas (sobre rocas, techos, líneas de teléfono, etc.). Pocas especies crecen directamente en la tierra (Veliz , 2010).

La gran mayoría de especies de tillandsias apenas necesitan agua para vivir. En su hábitat natural absorben el agua necesaria para su crecimiento a través de la niebla, las lluvias, y en momentos de sequedad resisten perfectamente gracias a las adaptaciones fisiológicas de sus hojas. Las sales minerales, también imprescindibles para el crecimiento de cualquier planta, las extraen de restos de animales (insectos, etc.) que mueren sobre las plantas, del polvo que está presente en el ambiente, el viento o disuelto en la misma lluvia, etc. En definitiva, se trata de plantas muy versátiles y adaptables a un rango de condiciones muy variado (Veliz , 2010).

a) Plagas y enfermedades:

Enfermedades provocadas por *Puccinia tillandsiae*, *Colletotrichum sp.* , *Cercospora sp.*, *Pestalotia sp.*, *Mycrosphaeropsis sp.*, *Curvularia sp.*, *Septoria sp.*, *Phoma sp.*, *Macrophoma sp.*, *Sphaerulina sp.*, (Escobar , 2001), en cuanto a plagas de artrópodos se mencionan escamas y cochinillas principalmente, como *Unaspis citri* (EPPO, 2012), *Metamasius callizona*, (Frank & Cave, 2005), *Parlatoria proteus* (Curtis), *Ischnaspis longirostris* (Signoret), *Hemiberlesia palmarum* (Cockerell), *Hemiberlesia lataniae* (Signoret), *Gymnaspis aechmeae* Newstead, *Diaspis bromeliae*(Kerner), *Diaspis boisduvalii* Signoret *Chrysomphalus aonidum* (L.) (Hammon A. B., 1998).

Asterolecanium epidendri Bouché, *A. bambusicola* Boisduval *Coccus hesperidum* Linnaeus, *Orthezia tillandsiae* Morrison, *Rhizoecus americanus*, *R. floridanus*, *Pseudococcus maritimus* (Erhorn), *Planococcus citri* (Risso), *Ferrisia virgata* (Cockerell), *Dysmicoccus mckenziei* Beardsle, *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell) (Hodges, 2003).

2.1.2 PLAGAS EN ORNAMENTALES

2.1.2.1 CONCEPTO DE PLAGA

Se entiende como plaga, a todo aquel organismo viviente que causa daño físico a los intereses del hombre y que se traduce en pérdidas económicas.

Dentro de este contexto, el concepto se extiende desde los organismos superiores (animales y plantas) hasta los virus, pasando por toda la escala de seres vivos (bacterias, algas, protozoos, hongos, nematodos etc.) que son capaces de provocar daños a cultivos, animales, e incluso a los humanos, redundando en pérdidas físicas, costos no planificados por el manejo y daños directos o indirectos a la salud humana, animal y vegetal (OIRSA , 2001).

2.1.2.1.1 PLAGAS ASOCIADAS A PLANTAS ORNAMENTALES

A) PLAGAS SUPERIORES

Son todos aquellos organismos animales o plantas que son capaces de provocar daños por consumo de alimentos, competencia por espacio, sucesión espacial, competencia por alimentos o por simple parasitismo.

Dentro del concepto de animales se incluyen aquellos organismos que pertenecen al reino Animalia, que comprende en si a todos aquellos organismos que tienen movimiento propio, tienen sistemas nervioso, respiratorio, digestivo etc.

Como plagas en plantas se tienen Mamíferos, Aves, Moluscos, Artrópodos que incluyen insectos y arácnidos y quizás los más diminutos son los Nematodos que son considerados dentro del grupo de los microorganismos patógenos debido a su tamaño.

a) Mamíferos

Roedores (ratas y ratones): Las ratas y ratones son los mamíferos de más amplia producción y las plagas de mayor importancia en la agricultura, dado que causan daño directo (cultivos y productos almacenados) e indirecto (transmiten enfermedades al hombre y animales domésticos).

En el caso de que las condiciones sean favorables, debido a la falta de higiene en los locales o mala disposición de almacenes principalmente, se reproducirán rápidamente, con lo que las contaminaciones de productos por orinas y heces serán frecuentes, con la posibilidad de transmisión de enfermedades tales como infecciones intestinales (los ratones son portadores de *Salmonella*), pudiéndose producir además graves pérdidas económicas, lo que hace que el control de este tipo de roedores parásitos sea importante.

Taltuzas *ortogeomys hispidus geomys hispidus*: Las taltuzas o tuzas *Orthogeomys sp.* son de hábitos 100% subterráneos se alimentan de tallos, raíces y tubérculos los cuales localizan con su agudísimo olfato, y alcanzan cavando largos e intrincados túneles con sus poderosas patas y afiladas uñas. Se le encuentra en todos los países de América Central (OIRSA , 2001).

Son animales muy voraces y muy difíciles de controlar, y capaces de destruir proyectos agrícolas y plantaciones forestales completas, son muy difíciles de controlar porque poseen un olfato tan agudo que detecta el olor de las personas desde larga distancia, y por eso cuesta mucho que caigan en trampas. La corteza y raíces tiernas de los árboles jóvenes son uno de sus alimentos favoritos (OIRSA , 2001).

B) MOLUSCOS

b.1 Babosas y caracoles

Los caracoles y babosas son moluscos terrestres de la familia de los gasterópodos. Son activos durante la noche cuando esta nublado, cuando hay lluvia o riego. El frío y calor excesivo no les es favorable. Los adultos son de cuerpo blando. Los caracoles tienen conchas espiraladas, su tamaño es de 2.5-4.5 cm. Las babosas no tienen concha, y son de 10-15 cm de largo. La mayoría de caracoles y babosas son oscuros o gris claro, marrón, verde o negro; algunos tienen manchas más oscuras o patrones. Dejan un rastro viscoso característica de moco detrás de ellos. Los huevos son claros, ovales o redondos, y son depositados en masas gelatinosas. Los adultos depositan masas de huevos en el suelo húmedo, debajo de rocas, recipientes vacíos o rastros y basura. Los huevos eclosionan en 2-4 semanas. Las babosas se desarrollan durante 5 a 2 años hasta alcanzar el estado adulto. Los caracoles toman 2 años para alcanzar la madurez. Se alimentan de cualquier tejido vegetal succulento. Pero también de materia vegetal en descomposición. Hacen agujeros, en el follaje, tallos, frutas e incluso bulbos. Pueden destruir completamente plántulas y dañar gravemente los brotes y plantas jóvenes. Causan más daño en años húmedos, o en regiones con condiciones de humedad o alta precipitación. Estas se presentan usualmente en lugares excesivamente húmedos, tal como invernaderos y otros sistemas de producción de ornamentales. Son de hábito nocturno y susceptible a la luz solar directa (Roux & Rubinoff, 2008).

Las babosas causan daño al alimentarse, principalmente de las hojas. En infestaciones fuertes pueden destruir totalmente la planta. Segregan un líquido brillante que puede afectar la apariencia de las plantas y en algunas especies puede causar quemaduras. Las babosas pueden ser detectadas fácilmente porque su daño es muy característico. Las hojas donde se alimentan presentan grandes espacios que fueron consumidos, habrá mayores poblaciones en las temporadas de alta humedad.

La mayoría de las babosas son hermafroditas, ponen sus huevos en grupos de 15 a 50 en la tierra o debajo de residuos vegetales, estos huevos eclosionan inmediatamente o no. Normalmente hay 2 generaciones de babosas por año. Sin embargo, en veranos húmedos puede haber más generaciones. Dependiendo de la especie, las babosas adultas pueden medir de 30 a 150 mm de largo.

Babosas

Clasificación taxonómica:

Filum:	Mollusca
Clase:	Gastropoda
Familia:	Veronicellidae
Género:	<i>Veronicella</i>
Especie:	<i>Veronicella sp.</i> , (Blainville, 1817).

Caracoles

Clasificación taxonómica:

Filum:	Mollusca
Clase:	Gastropoda
Orden:	Pulmonata
Familias:	varias
Géneros:	varios
Especies;	<i>Radix sp.</i> (Discover life , 2014), <i>Lamellaxis sp.</i> (Strebel & Pfeffer, 2011), <i>Subulina sp.</i> , (BECK, 1837) <i>Helix sp.</i> , <i>Helicina sp.</i> , (Lamarck , 2013). <i>Hyalinia sp.</i> (Hendy , 2009), y <i>Milax sp.</i> , (Castillejo & Hermida , 1990).

El daño puede ser dividido en 4 clases:

- En cultivos jóvenes, manchan hojas con su secreción mucosa y se alimentan de raíces y plántulas recién germinadas y semillas.
- En cultivos más viejos, dañan flores, tubérculos y raíces, dando como resultado reducción de calidad.
- El daño favorece la entrada de enfermedades.
- La secreción mucosa, también da como resultado una pérdida de calidad (OIRSA , 2001).

Estos pueden recolectarse de sus nidos y matarlos durante el día o la noche cuando son activos. Luego de colectarlos se pueden depositar en recipiente con agua jabonosa para que no se escapen. Se pueden colocar recipientes, tablas, hojas de col o cortezas en el jardín por la noche y chequearlos al día siguiente. También se puede usar una mezcla de mezclas acuosas de cerveza y miel o levadura y miel. Estas trampas deben estar hundidas hasta el nivel del suelo. Se puede colocar trampas con una mezcla de miel y cerveza. Para usar la mezcla de levadura y miel debe hervirse el agua. También la comida para gatos o perros puede usarse para hacer trampas. Zarigüeyas, pollos, patos, tortugas, ratas, algunas aves y serpientes se comen los caracoles y babosas (Roux & Rubinoff , 2008).

Se puede usar fosfato de hierro o metaldehído para control químico. De estos productos se pueden usar productos comerciales en forma de pellets, gránulos, cebos y emulsiones. Estos son más atractivos que las plantas. Siempre hay que leer las instrucciones de uso para estos mulos cocidas (University of California Agriculture & Natural Resources , 2014).

Al hacer de trampas con metaldehído o fosfato de hierro, deben tomarse en consideración las siguientes (Ochoa , Aguilar , & Merino, 1990).

- Eliminar los escondites que usan durante el día: las hiedras, zonas con maleza, desperdicios o tablas.

- Quitar con regularidad los caracoles que encuentre en escondites que no pueda eliminar como, rebordes, travesaños en cercas y vallas, así como la parte inferior de terrazas y en medidores de agua y electricidad.
- Poner trampas en el jardín y deseché diariamente los caracoles y babosas que queden atrapados.
- Disminuir las superficies húmedas usando un sistema de riego por goteo o regando en la mañana en vez de más tarde en el día.
- Siembre plantas a prueba de caracoles como geranios, begonias, lantanas, capuchinas y muchas plantas de hojas firmes y follaje con perfume intenso como la salvia, el romero y la lavanda.
- Eliminar los escondites, alimentos y humedad.
- venenosos para perros y pájaros. El metaldehído también pierde rápidamente su eficacia bajo la luz solar y después de la lluvia o riego.
- Los cebos de Metaldehído son muy venenosos para otros seres vivos, los de fosfato de hierro no son peligrosos para humanos y vida silvestre.
- Regar antes de poner las trampas de cebo. Colóquelas al atardecer en días cálidos cuando los moluscos están más activos.
- Depositar el cebo alrededor de los aspersores así como en lugares húmedos por donde pasen los moluscos.

C) ARTRÓPODOS

Mosca blanca: La mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum* y *Bemisa tabaci*. Se les denomina moscas blancas por las alas y su aspecto blanco, no supera los 2mm de longitud. Las alas le sirven para desplazarse de una planta a otra con relativa facilidad. Durante el invierno se encuentra de forma fija en el envés de las hojas. Son atraídas por el color amarillo y verde claro. Se nutre de hojas y de las partes jóvenes de las plantas.

La reproducción se realiza por huevos, que pone en el envés de las hojas, en una cantidad aproximada de 180 a 200, de color blanco-amarillento y de tamaño muy diminuto. A simple vista se ve como una pequeña cantidad de polvo blanco. Desde que se ponen los huevos hasta el nacimiento del individuo transcurre un tiempo de 20 a 24 horas. Se pasa por cuatro estadios larvarios desde el huevo al adulto del individuo: Primer estadio: La larva tiene un tamaño de 0.25 mm. Esta larva clava su aparato bucal en los tejidos de las plantas para nutrirse de ellos. Segundo estadio: La larva ya alcanza un tamaño aproximado de 0.4 mm y ya se puede apreciar la aparición de patas. Tercer estadio: Cuando la larva tiene un tamaño de 0.5 mm y es de aspecto transparente. Cuarto estadio: Aparecen órganos como los ojos y empieza a aumentar en grosor y tamaño.

Tras estos cuatro estadios larvarios la mosca blanca hecha a volar de inmediato. La duración es de un mes en estado larvario. Para el desarrollo total de la misma es necesario condiciones adecuadas. La mosca blanca está provista de un órgano bucal chupador con una prolongación punzante que ocasiona diversos daños en la plantación porque sustrae la savia de las plantas y desarrolla la fumagina

Afidos o pulgones: Los pulgones pueden ser de diferentes colores; negro, amarillo, verde, con un tamaño de 1 a 3 mm. Sus patas son largas y finas, dos antenas y tiene

forma de pera. Vive en el envés de las hojas y en tallos. Llega incluso a desarrollar un par de alas que le sirve para desplazarse de una planta a otra, vive de forma masiva formando grandes colonias, poseen un aparato bucal del cual se prolonga un filamento largo que le sirve para introducirlo en el interior de las células de las hojas de la planta.

Reproducción: Existe dos formas diferentes de reproducción en los pulgones: sexual por huevos y asexual: Las hembras que no han sido previamente fecundadas paren pequeños pulgones con forma de adulto.

Los pulgones tiene capacidad elevada de producción y en periodos muy cortos de tiempo las plantas están invadidas por ellos. Permanecen en la planta en la que nacen y tras varias generaciones crean unas alas que le sirven para migrar de unas plantas a otras. A veces estas migraciones se producen por unas inadecuadas condiciones climáticas para estos individuos.

La reproducción tiene sus épocas, las hembras fecundadas suelen poner sus huevos donde pasarán todo el invierno hasta llegar la primavera para nacer.

Daños: Atacan a un gran número de plantas, judía, pepino, cereales, plantas ornamentales, etc. Con su aparato bucal extraen el jugo celular de la planta. Tienen una forma peculiar en la forma de alimentarse, lo hacen de tal forma que, no se aprecian daños visibles en la planta, ya que no rasgan las células, sino que la taladran con su filamento bucal.

Con el tiempo aparecen los síntomas en las plantas, son: Deformación de hojas. Se amarillean, arrugan, secan, Transmiten enfermedades víricas debido a sus desplazamientos de unas plantas a otras. Crecimiento de hongos. Porque aparecen sobre la superficie foliar una capa pegajosa que crea el pulgón y facilita la aparición de los hongos.

Trips: Son insectos de pequeño tamaño de 0.8 a 3 mm que en estado adulto tiene forma alargada y adopta diferentes colores, como tonos marrones o grisáceos oscuros. Posee dos alas y dos antenas. Se reconocen varias especies, entre las mas importantes se tienen *Thrips tabaci*, *Thrips simplex*, *Thrips palmi*, *Frankliniella occidentalis*, que causan importantes daños al alimentarse y como consecuencia transmiten virus, entre estos virus los más conocidos son el bronceado del tomate "TSWV". En ornamentales el daño principal se acentúa en la flor, por deformación y decoloración

Reproducción: los trips se reproduce por huevos y la cantidad de éstos depende de cada especie. La temperatura óptima va entre 20 a 25°C para la reproducción de este insecto. Pasan por seis estadios hasta su estado adulto. El estadio de huevo transcurre en la planta y también los dos estadios larvarios y en estado adulto, estos dos últimos, en estado larvario y adulto es cuando causan numerosos daños en las plantas, ya que se alimentan de ellas. En estado de proninfa y ninfa se desarrolla fuera de la planta, en el suelo o cerca de él, en estado de pupa, pero se dan ocasiones que también se desarrollen en la planta.

Daños: En estadio larvario y adulto es cuando se producen los daños en las plantaciones. Se alimentan de ellas extrayendo el jugo celular y sobre las hojas, flores y frutos alimentándose de la capa externa celular, ocasionándoles necrosis y termina por morir la planta. Los trips succionan las células de las capas superficiales y cuando estas quedan vacías se llenan de aire, dando el aspecto gris plateado con algunas puntuaciones negras.

Acaros o arañas: La araña roja es un ácaro de 0.5 mm aproximadamente y tiene una característica peculiar en cuanto a su color, es verde claro con dos manchas negras en los meses de verano y naranja sin manchas en los meses de otoño e invierno. En definitiva, en sus distintas fases de desarrollo presenta distinto colorido como blanquecino, amarillento, rojo-pardo y verdoso, dependiendo también del árbol o planta que se hospede o de la época del año.

Reproducción: Para su reproducción se deben alcanzar unas condiciones climáticas favorables de 40 a 55 % de humedad relativa y buena incidencia de luz. Se reproduce por huevos. Los huevos son de forma oval y de color amarillento o rojizo, que se encuentran en el envés de la hoja. Una vez nacida la araña, que ya posee seis patas, pasa por tres estados hasta llegar al de adulto.

Si la temperatura es elevada y el ambiente seco, la multiplicación de la araña roja se incrementa cada vez más.

Daños: Es el parásito que más diversidad de hospedaje llega a tener. Se adapta a casi todo tipo de plantas. La araña roja se instala en el envés de la hoja alimentándose del jugo celular de la capa superficial de la misma (chupa la savia de la planta). Aparecen de inmediato unas manchas claras sobre el haz y envés de la hoja que definitivamente hace que la hoja se torne completamente amarilla, excepto los nervios, se seque y muera. Estos daños son irreversibles.

La araña roja es muy resistente y por consiguiente difícil de combatir, debido a que existen tres hembras por macho originando una elevada producción. Son resistentes mutan con facilidad de una generación a otra.

Brevipalpus sp. Berlese en 1913, ácaros planos

Clasificación taxonómica:

Filum: Arthropoda
Clase: Arachnida
Orden: Acarina
Suborden: Prostigmata
Familia: Tenuipalpidae
Especie: *Brevipalpus sp.*

Los tenuipalpidos son de alta importancia cuarentenaria. Cerca de 30 géneros y más de 600 especies han sido descritas, principalmente en: *Brevipalpus* (>300 spp.) y *Tenuipalpus* (>200 spp.). Esta familia fue descrita por Berlese en 1913. Estos ácaros son de color rojizo, de movimiento lento, y por lo general se alimentan en el envés de las hojas, por lo general cerca de la nervadura central o venas. También son conocidos como falsos ácaros araña por su estrecha relación filogenética con Tetranychidae. *Brevipalpus* es un género de ácaros de la familia Tenuipalpidae, llamados ácaros planos. El género incluye varias especies que se encuentran entre las plagas económicas más importantes entre los ácaros (Ferragut & Santonja , 1989).

La mayoría de las especies de Tenuipalpidae no tienen importancia económica, pero todos son fitófagos, y pocas especies han sido catalogadas como plagas en cultivos agrícolas y plantas ornamentales. Frecuentemente los tenuipalpidos no son detectados en las plantas por diminuto tamaño, cuerpo plano y movimientos lentos o sésiles. Por esta razón el daño que causan es atribuido a otros ácaros, insectos, hongos, bacterias, nematodos o deficiencias nutricionales.

Los ácaros de género *Brevipalpus* colonizan un gran número de árboles frutales y plantas ornamentales. Especies de ácaros pertenecientes a este género se han asociado con muchos virus de plantas. Se ha demostrado recientemente que las especies de plantas ornamentales pueden ser hospederas alternas de este virus (Ferragut & Santonja , 1989).

El alto volumen de comercio y el movimiento frecuente de plantas vivas de ornamentales hacen de ellas eficientes diseminadoras de plagas, incluidas entre ellas el ácaro del género *Brevipalpus*. Debido a esto, es conveniente ampliar el conocimiento de las posibles plagas transportadas por ornamentales con el propósito de orientar la adopción de medidas cuarentenarias (Ferragut & Santonja , 1989).

Estos ácaros dañan a los hospederos al insertar sus estiletes en el tejido e inyectar saliva durante el proceso de la alimentación. La saliva es toxica, además muchos son vectores de virus. Son polífagos, incluyendo ornamentales (Ramírez Rojas , Salazar Pedroza , & Nakagome , 2001).

La necesidad de tratamientos químicos para el control de ácaros es dictado por los numerosos atributos biológicos de los ácaros, los objetivos del mercado y las prácticas hortícolas. Los factores biológicos claves incluyen: la capacidad inherente de los ácaros para aumentar rápidamente a densidades poblacionales y mantener el potencial de aumento reproductivo a través del tiempo; su tamaño pequeño, lo que hace que sea difícil controlar la densidad de población y detectar niveles perjudiciales hasta que se produzca una lesión visible en la planta. El objetivo de la comercialización de la planta es particularmente importante. La apariencia cosmética es una prioridad para el mercado (Mestre Novoa, Hamon, Evans, Kondo, & Herrera Oliver, 2011).

***Tetranychus sp.*, DUFOUR, 1832**

Clasificación taxonómica:

Filum: Arthropoda
Clase: Arachnida
Orden: Acarina
Suborden: Prostigmata
Familia: Tetranychidae
Género: *Tetranychus*
Especie: ***Tetranychus sp.*** (CAB International, 2007)

Tetranychus urticae (un ácaro con más de 60 nombres comunes, tales como araña roja, ácaro de dos puntos, entre otros) es una de las muchas especies de ácaros que se alimentan de plantas que se encuentran en ambientes secos. Es el miembro de la familia Tetranychidae, más ampliamente conocido. Los ácaros de esta familia tejen telarañas. Las colonias viven en el envés de las hojas. Producen hilos de seda en gran cantidad, que le sirven de refugio frente a depredadores y acaricidas (Scale Insects, 2006).

Estos ácaros que pueden encontrarse en invernaderos y zonas tropicales y subtropicales. Es un ácaro muy polífago; se puede alimentar de cientos de tipos de plantas, incluyendo la mayoría de las hortalizas y ornamentales (Scale Insects, 2006).

Se alimenta de los contenidos celulares de las hojas, absorbiéndolos célula a célula, dejando una leve y pálida mancha que contrasta con el verde de la epidermis. Aunque individualmente las lesiones son muy pequeñas, hay que considerar que a una planta pueden atacarla cientos o miles de ácaros, causando miles de lesiones, lo cual puede suponer una importante reducción de la fotosíntesis (Scale Insects, 2006).

Los huevecillos son globulares y translúcidos, de 0.13 mm de diámetro. Las larvas son verde translúcido. Las larvas es color verde pálido y tiene seis patas. Los estados ninfales son dos, la protoninfa y la deutoninfa, con un estado inactivo entre ellas y otro entre la deutoninfa y el adulto (CAB International, 2007).

Las ninfas son color pálido verdoso con dos parches oscuros y tienen 8 patas. La hembra es de 0.6 mm largo, color verde pálido o verde amarillento con dos parches oscuros en el dorso del cuerpo, que es oval y con pelos largos en lados dorsales del cuerpo. Las hembras invernantes son de color naranja rojizo. El macho tiene un cuerpo más estrecho y más pequeño, que la hembra (CAB International, 2007).

El problema de los ácaros se ha incrementado en los últimos años en las plantas ornamentales. Especies como el anturio (*Anthurium andreanum* Lind.), la caña india (*Dracaena* spp.), el geranio (*Pelargonium hortorum* Bailey), la gerbera (*Gerbera*

sp.), la rosa (*Rosa* sp.) y la cheflera (*Schefflera* spp.) entre otras son susceptibles a ácaros como *Tetranychus* spp., *Eutetranychus* sp. *Eotetranychus* spp., *Brevipalpus* spp. y *Polyphagotarsonemus latus* Banks (Wales & Sanger , Species , 2001).

La lucha contra este ácaro puede ser según las situaciones, química o biológica. Las poblaciones de este ácaro pueden verse disminuidas por la lluvia o por la actividad depredadora en la biocenosis (Wikipedia , 2011).

Entre los enemigos naturales podemos distinguir

Ácaros fitoseidos de los géneros *Amblyseius* y *Neoseius*.

Antocóridos del género *Orius*.

Tisanópteros (*Aeolothrips intermedius*).

Dípteros cecidómidos y coleópteros estafilínidos (género *Oligota*).

Son muchos los productos químicos que se pueden utilizar en el control de las poblaciones de este ácaro. Hay que tener en cuenta que los mayores ataques se producen en épocas de cálidas y baja humedad. Hay que valorar antes de realizar un tratamiento químico la presencia de enemigos naturales, y considerar el efecto que el producto puede tener sobre estos (Scale Insects, 2006).

Los ataques de este ácaro suelen aparecer en focos bien delimitados, por lo que es importante la vigilancia de éstos y si es posible realizar tratamientos localizados a estos focos antes de que se extiendan al resto del cultivo. Las materias activas recomendadas son: Abamectina, Clotecifen, Hexitiazox, Etoxazo, Fenazaquin, Piridabén, Tebufenpirad, Fenpiroximat, Propargita, Espirodiclofén y aceite parafínico (Scale Insects, 2006).

En caso de tener que realizar más de una aplicación se deben alternar las materias activas según su modo de acción, con el fin de evitar la aparición de resistencias. Los plaguicidas deben utilizarse en las dosis recomendadas para evitar la aparición de resistencias o pérdida de eficacia de la aplicación.

Todas las aplicaciones químicas deben realizarse con equipos previamente calibrados. Se debe considerar el uso de un adecuado volumen, presión y velocidad de aplicación, de manera que se asegure una apropiada cobertura vegetal.

La técnica de aplicación debe permitir alcanzar bien el envés de las hojas, procurando una buena cubierta de todas las plantas. Para las aplicaciones en pulverización es aconsejable la utilización de humectantes.

Realizar los tratamientos sobre focos, si están bien delimitados.

Diferenciar el estado de la plaga predominante y el nivel poblacional de cada estadio al que se dirige el tratamiento, ya que según éstos se realizará la elección del producto más apropiado (ovicidas, larvicidas, adulticidas (Scale Insects, 2006).

Polyphagotarsonemus latus Banks 1904, ácaro blanco tropical.

Clasificación taxonómica:

Phylum: Arthropoda
Class: Arachnida
Subclass: Acari
Suborden: Prostigmata
Familia: Tarsonemidae
Género: *Polyphagotarsonemus*
Especie: ***Polyphagotarsonemus latus*** (CAB International, 2007).

Tiene una distribución mundial y es conocido con diversos nombres comunes. Se le encuentra en Australia, Asia, Africa, Europa, Norte América, Sur América, islas del Pacífico, India y Sri Lanka (Kostarab & Veilleux , 1993).

Las hembras son alrededor de 0.2 mm de largo y ovaladas en su contorno. De perfil, sus cuerpos son convexos y de un color amarillo claro a ámbar o verde con una raya clara indistinta que se bifurca cerca de región posterior del cuerpo. Los machos son de similar color, pero no tienen tal raya. Las dos patas traseras de las hembras adultas son reducidas a apéndices en forma de látigo. El macho es más pequeño (0.11 mm) y de movimientos más rápidos; las patas traseras agrandadas del macho son utilizadas durante el apareamiento. Las larvas solo tienen tres pares de patas. Son de movimientos lentos y con apariencia blanquecina. Aumentan su tamaño de 0.1-0.2 mm de largo. La etapa de reposo es inactiva y con una apariencia más robusta (Kostarab & Veilleux , 1993).

Los huevos eclosionan a los tres días y dan origen a larvas de movimientos lentos que se dispersan poco. Tres días después, las larvas se vuelven inactivas. Estas larvas son transportadas por los machos a otras áreas con nuevo follaje, este comportamiento ayuda a la dispersión de estos ácaros. La hembra adulta oviposita de 30-76 huevos, con un promedio de 5 por día, por un período de 8-13 días y luego mueren. Los huevecillos son colocados en el envés de las hojas. Los machos adultos viven de 5-9 días (Kostarab & Veilleux , 1993).

Este ácaro tiene un amplio rango de hospederos en regiones tropicales. En áreas frías está relacionado con invernaderos. Entre sus hospederos se pueden mencionar: manzano, aguacate, melón, cítricos, café, algodón, berenjena, uva, papaya, pera, papas, ajonjolí, mango, tea, tomate, ornamentales y otros. Este ácaro provoca la deformación de yemas vegetativas y florales, esta situación es causada cuando inyecta su saliva tóxica al alimentarse. Generalmente son visibles en hojas jóvenes o frutos en desarrollo. Las hojas doblan hacia abajo y adquieren un color cobrizo o púrpura. Los entrenudos se acortan y las yemas laterales se quiebran fácilmente. Cuando las poblaciones son altas, la floración se aborta y el crecimiento de la planta es anormal (Kostarab & Veilleux , 1993).

Para poder determinar que un hospedero está infestado por este ácaro, se deben buscar yemas y crecimiento anormal. Hay que revisar bien los pliegues de las yemas. Los ácaros prefieren lugares sombreados de la planta. No hay que confundir el daño causado por estos ácaros con el daño provocado por herbicidas, deficiencias nutricionales (boro) o desordenes fisiológicos (Kostarab & Veilleux , 1993).

Aun cuando numerosos acaricidas están etiquetados para controlar este ácaro, los aceites o jabones son tan efectivos como estos y menos tóxicos para el ambiente. El uso del control biológico está disponible, incluyendo varias especies de ácaros. Además el uso de agua caliente (43-49° C) por 15 minutos es efectivo (Kostarab & Veilleux , 1993).

Parasitus sp. Latreille, 1795, acaro de las abejas

Clasificación taxonómica:

Filum: Arthropoda
Clase: Arachnida
Orden: Mesostigmata
Familia: Parasitidae
Género: *Parasitus*
Especie: *Parasitus sp.* (PADIL, s.f.).

Las especies de este género viven en estiércol, compost y otros tipos de material orgánica en descomposición. Muchos de ellos habitan muchas áreas geográficas distintas. Las deutoninfas son foréticas en escarabajos del estiércol. Muchos de ellos viven en nidos de abejorros u otras abejas (Luxton , 1985).

Ingella sp. Hammer, 1967, ácaros depredadores o saprófagos

Clasificación taxonómica:

Filum: Arthropoda
Clase: Arachnida
Orden: Sarcoptiformes
Familia: Oribatidae
Género: *Ingella*
Especie: ***Ingella sp.*** (Dugés, 2015).

Oribatida (anteriormente Cryptostigmata), son conocidos como ácaros del musgo o ácaros escarabajo, tienen un tamaño de 0.2-1 mm. Estos ácaros tienen un metabolismo lento, lento desarrollo y baja fecundidad. Viven largo tiempo, se estima que el desarrollo de huevo a adulto varía desde varios meses a 2 años en suelos de áreas frías. Tienen 6 estados de desarrollo, el huevo, la prelarva, larva, los intares ninfales y el adulto. Todos los estados, después de la prelarva, tienen distintas fuentes

de alimento, incluyendo plantas vivas o muertas, hongos, líquenes, carroña y algunos son depredadores (Linnaeus , *Cycloneda sanguinea* , 2006).

Lepidópteros: Existen múltiples especies de lepidópteros que ocasionan daños en plantas ornamentales las mas comunes son; *Spodoptera frugiperda* y *Trichoplusia ni*. Hay más de 10.000 especies que afectan diversos cultivos. Estas en general sufren metamorfosis, ya que su aspecto de oruga indica su estado más joven de desarrollo. En estado adulto es una mariposa o polilla.

La mayoría de las especies de orugas tienen las mismas características en cuanto a su desarrollo reproductivo y en cuanto al daño producido en las plantas y árboles. Su ciclo reproductivo es, un huevo que eclosiona y después aparece la oruga ocasionando daños tales como; agujeros en las hojas, flores, frutos, tallos jóvenes y tiernos, para luego pasar a ser una mariposa en su estado adulto.

Spodoptera exigua (Hubner, 1808), gusano soldado

Filum: Arthropoda
Clase: Insecta
Orden: Lepidoptera
Familia: Noctuidae
Genero: Spodoptera
Especie: Spodoptera exigua

Tiene diferentes nombres comunes, entre estos están: gusano soldado, gusano de la remolacha, gusano del frijol de costa y otros. Es originaria de Asia, pero se ha expandido mundialmente y ahora se encuentra casi en cualquier lugar donde se cultiven sus hospederos. Sus voraces larvas son las principales culpables de muchas pérdidas económicas. Son gusanos cortadores de color verde y marrón, con franjas longitudinales oscuras en los costados. El adulto es una polilla de un color pardo o gris de 2-3 cm de envergadura (Wales & Sanger, *Spodoptera exigua* , 2001).

La larva se alimenta del follaje de las plantas y puede comerse completamente a las pequeñas. Las larvas más pequeñas devoran el parénquima de las hojas, de manera que todo lo que queda es una fina epidermis y venas. Las larvas más grandes tienden a abrir agujeros a través de áreas más gruesas de la planta. Atacan brotes y capullos, impidiendo la floración, la aparición de nuevas hojas y el desarrollo de las plantas. En su deambular, las larvas más pequeñas dejan un rastro de seda, enredando las hojas con una película plateada (Wales & Sanger, *Spodoptera exigua* , 2001).

El amplio rango de sus hospedadores incluye espárrago, judías y guisantes, remolacha azucarera y de mesa, apio, coles, lechuga, papa, tomate, algodón, cereales, oleaginosas, tabaco, muchas plantas ornamentales y multitud de especies herbáceas (Wales & Sanger, *Spodoptera exigua* , 2001).

Se deben revisar regularmente los cultivos en áreas donde hay un historial de irrupciones. Cuando se vean masas de huevos o 2 o más larvas por 5 plantas se pueden usar trampas con feromonas para detectar la presencia de adultos. Un muestreo visual del daño causado por larvas, combinado con un umbral económico de 0.3 larvas por planta, ha sido usado para determinar la necesidad de usar tratamientos químicos. El monitoreo de dos veces por semana es recomendado. El uso de enemigos naturales ha sido usado para su control. Entre estos se pueden mencionar a los parasitoide braconidos *Chelonus insularis* Cresson, *Cotesia marginiventris* (Cresson), y *Meteorus autographae* (Muesbeck), al tachinido *Lespesia archippivora* (Riley). Entre, los depredadores están *Orius* spp. (Anthocoridae), *Geocoris* spp. (Lygaeidae), *Nabis* spp. (Nabidae) y *Podisus maculiventris* (Say). También hay entomopatógenos como *Erynia* sp. y *Nomurea rileyi*. También se pueden usar derivados del neem. También se puede usar *Beauveria bassiana*, nematodos como *Steinernematidae* and *Heterorhabditidae* (Wales & Sanger, Stagnomantis , 2001).

Existe una gran cantidad de materias activas que se pueden emplear para combatir esta plaga en función del cultivo. Sustancias como *Bacillus thuringiensis* o spinosad, son insecticidas microbiológicos, de origen natural y dan buen resultado cuando las orugas son pequeñas, pero la frecuencia de tratamientos es mayor que en el resto, repitiéndose la aplicación cada semana aproximadamente. Otros productos que pueden ser usados son los insecticidas racionales como el ufanaron y el tebufenocida. Otros son los piretroides, así como también el clorpirifos (organofosforado) es más potente que los piretroides. Es conveniente eliminar las malas hierbas que sirven de refugio (Escalante, 2014).

Maruca vitrata (Fabricius, 1787), barrenador de la vaina

Clasificación taxonómica:

Filum: Arthropoda
Clase: Insecta
Orden: Lepidoptera
Familia: Crambidae
Género: *Maruca*
Especie: *Maruca vitrata* (Fabricius , 2015).

M. vitrata es una plaga grave de leguminosas de grano, debido a su amplia gama de huéspedes, la destructividad y su distribución. Las etapas larvales de *M. vitrata* son destructivas dentro de los ecosistemas agrícolas y forestales, ya que se alimentan de flores y vainas de más de 39 plantas hospederas, incluyendo dos hospederos no leguminosas. Las plantas hospederas son principalmente especies de la familia Fabaceae (leguminosas). A menudo provoca pérdidas de rendimiento significativas en el África, Asia, Centro y Sur América (The University of Arizona , 1997).

Las larvas son de color amarillo brillante o de color marrón claro, con manchas oscuras, cerdas distribuidas en el cuerpo, y la segmentación del cuerpo bien definido. *M. vitrata* se alimenta de flores, brotes, y las vainas. Construye nidos con los hilos de seda que produce. Este hábito típico de alimentación protege las larvas de los enemigos naturales y otros factores adversos, incluyendo insecticidas. Para su control se puede usar: Chlorpyrifos, teflubenzuron, y chlorantraniliprole + cyhalothrin. Parasitoides de Braconidae, Ichneumonidae, y Tachinidae han sido útiles en el control biológico de *Maruca vitrata* (The University of Arizona , 1997).

Escamas y cochinillas: Estos son insectos chupadores estacionarios que debilitan la planta y segregan una mielecilla que produce fumaginas, pertenecen a el orden hemiptera, siendo las familias que mayores problemas presentan son: Diaspididae, Coccidae y Pseudococcidae.

Para la detección la presencia de estas plagas es necesario muestrear plantas completas, utilizando el método de observación directa, enfocándose principalmente en el tallo y el envés de las hojas.

Las cochinillas harinosas succionan la savia de plantas ornamentales y hortalizas. Esto causa daños directos: alerta el crecimiento y causa amarilleo de las hojas, seguido de una debilitación de las plantas. Los daños secundarios, debido a la secreción cérea blanca y melaza, reducen el valor estético de las plantas. Las especies *Planococcus citri* y *Pseudococcus affinis* son comunes en los invernaderos. Ahora existe el riesgo por la presencia de *Maconellicoccus hirsutus*

Las *cochinillas* se cubren con una secreción cérea de color blanco. Una hembra pone de 300 a 500 huevos en una bolsa de fibra cerosa. Después de la puesta, que dura 5 - 10 días, la hembra muere. Las cochinillas jóvenes, que son muy móviles, se dispersan para encontrar un lugar adecuado de alimentación y comienzan a succionar savia de la planta. Hay 3 estadíos de ninfas. La longitud del ciclo de vida depende de la temperatura y dura 90 días a 18 °C y 30 días a 30 °C. Las cochinillas harinosas causan un daño parecido a pulgones sin embargo, transmite menos virosis que los áfidos.

Dysmicoccus Ferris (1950) piojo harinoso

Clasificación taxonómica:

Filum:	Arthropoda
Clase:	Insecta
Orden:	Hemiptera
Suborden:	Sternorrhyncha
Superfamilia:	Coccoidea
Familia:	Pseudococcidae
Especie:	<i>Dysmicoccus</i> sp. (CAB International, 2007)

Dysmicoccus Ferris (1950) está representado actualmente por 124 especies, distribuidas en todas las áreas zoogeográficas, de las cuales 20 fueron encontradas en la región Neotropical. Este género incluye varias especies de importancia económica en distintos países de la región como: *D. brevipipes* (Cockerell), conocida como “cochinilla del ananá”, muy polífaga y cosmopolita, que afecta además, el café y la caña de azúcar y es transmisora de virosis al ananá y cacao (Granara de Willink, 2009).

Entre los principales hospederos están: *Anacardium occidentale* (anacardo), *Ananas comosus* (piña), *Annona muricata* (guanábana), *Annonas quamosa* (anona), *Apium graveolens* (apio), *Arachis hypogaea* (maní), *Brassica rapa subsp. chinensis* (col china), *Canna indica* (cucuyús), *Capsicum* (pimientos), cítricos, *Cocos nucifera* (coco), *Coffea arabica* (café arabica), *Colocasia esculenta* (malanga), *Cucumis sativus* (pepino), *Cucurbita* (calabaza), *Daucus carota* (zanahoria), *Elaeis guineensis* (palma africana), *Ficus*, *Gossypium* (algodón), hibisco (rosa jamaica), *Ipomoea batatas* (camote), *Malus domestica* (manzana), *Mangifera indica* (mango), *Manihot esculenta* (yuca), *Medicago sativa* (alfalfa), *Musa* (banano), *Persea americana* (aguacate), *Phoenix dactylifera* (palmera datilera), *Piper betle* (pimienta), *Poaceae* (gramíneas), *Psidium guajava* (guayaba), *Saccharum officinarum* (caña de azúcar), *Solanum tuberosum* (papa), *Sorghum halepense* (pasto Johnson), *Theobroma cacao* (cacao), *Trifolium pratense* (trébol púrpura), *Trifolium repens* (trébol blanco), *Zea mays* (maíz), *Zingiber officinale* (jengibre) y otros. Afectadas: crecimiento vegetativo, floración, fructificación, postcosecha y las regiones de la planta afectadas son: frutas, vainas, puntos de crecimiento, hojas, raíces, tallos y toda la planta (CAB International, 2007).

Las especies de parásitos y depredadores han sido usados para el control biológico de *D. brevipipes* son las siguientes: entre los parasitoides los encirtidos, *Anagyrus ananatis*, *Euryrhopalus (Blepyrus) propinquus* y *Hambeltonia pseudococcinna*; entre los depredadores están el cecidomyido, *Lobodiplosis (Diadiplosis) pseudococci* y los coccinélidos *Nephus bilucenarius* y *Scymnus uncinatus*. De estos, los encirtidos y cecidomyidos han sido los más eficaces. Ahora bien, estos enemigos naturales, no controlan las colonias de cochinillas en la presencia de hormigas, por lo que el control de hormigas, es importante (CAB International, 2007).

Los plaguicidas sintéticos generalmente se usan sólo cuando son necesarios y generalmente sólo en momentos específicos del ciclo de vida de las plagas. Muchos de los grupos de plaguicidas más nuevos son derivados de plantas o sustancias de origen natural. Por ejemplo los piretroides, nicotinoides y análogos de la hormona juvenil. Saber el momento adecuado para la aplicación de insecticidas es importante. La mayoría de los insecticidas de contacto no pueden penetrar la cera de las escamas cuando ya han producido su capa cerosa, por lo que se recomienda aplicar los plaguicidas cuando las escamas están en la etapa de gateadora (primer instar), cuando son más vulnerables (Kondo R., López Bermúdez, & Quintero, 2011).

Hay que monitorear la aparición de las gateadoras usando placas adhesivas, cintas envueltas alrededor del tronco, o poniendo una hoja o rama infestada en una bolsa y ver cuando los gateadores aparecen. Si es posible, se recomienda primero, podar las partes de las plantas infestadas para permitir una mayor penetración de los insecticidas en el follaje. Rociar las plantas a fondo, de manera que el insecticida llegue a todos los lados de las hojas, ramas y tallos. El uso de un adherente puede aumentar la cobertura y eficacia del plaguicida. Los aceites agrícolas matan a todas las etapas de las escamas y suelen proporcionar un buen control. Productos etiquetados como aceite superior y aceite agrícola Volck son de alto grado y pueden ser utilizados en plantas tolerantes ya sea durante las temporadas de cultivo o entre cosechas, pero en diferentes concentraciones (Kondo R. , López Bermúdez , & Quintero , 2011).

Es recomendable consultar la etiqueta del producto por la sensibilidad de la planta y la temperatura adecuada para sus usos. En la actualidad se consiguen en el mercado algunos aceites agrícolas para el control de escamas como Triona, Cosmoil, Biomel, Neofat y Solución cítrica Vektor. Las aplicaciones de insecticidas de contacto a menudo no dan buenos resultados si no se hacen cuando las gateadores están activas. Incluso cuando los plaguicidas son aplicados correctamente, a veces son necesarias varias aplicaciones durante el tiempo de emergencia de los gateadores, o cuando las poblaciones de las escamas son altas y los gateadores se esconden debajo de la capa cerosa de escamas adultas. Además, incluso después de que las escamas son tratadas con productos químicos y muertas, sus capas cerosas pueden permanecer en el material vegetal durante semanas. En la actualidad no hay métodos disponibles para eliminar las cubiertas de cera de las escamas después de su control, salvo la remoción física con un cepillo o agua a alta presión (Watson , 2002).

Diaspis bromeliae (Kerner, 1778), escama blanca de la piña

Clasificación taxonómica:

Filum:	Arthropoda
Clase:	Insecta
Orden:	Hemiptera
Suborden:	Sternorrhyncha
Superfamilia:	Coccoidea
Familia:	Diaspididae
Especie:	<i>Diaspis bromeliae</i> (Granara de Willinki, 2009).

La escama hembra adulta mide de 1.5-2.5 mm de diámetro, es circular y ligeramente convexa, semitransparente blanco-sucio o marrón con la exuvia terminal amarilla o marrón. La escama macho es blanca, alargada, tricarinas, con la exuvia terminal amarilla. Los huevos son de color amarillo; el macho adulto es alado. *Diaspis bromeliae* es una especie tropical, probablemente su origen es el Nuevo Mundo. En los países del norte, esta especie se encuentra en invernaderos (Williams, & Watson , 1988).

Diaspis bromeliae es polífaga. La piña, y otras epífitas son especialmente reconocidas como hospederos. Otros hospederos pertenecen a especies de: *Aechmea*, *Agave*, *Ananas comosus*, *Ananas sativus*, *Anthericum*, *Billbergia*, *Brassia*, *Bromelia*, *Bromeliaceae*, *Canna*, *Chamaerops*, *Hedera*, *hibisco*, *Jodina*, *Nidularium*, *Ocotea*, *Oncidium*, *Osmanthus*, *Palmae*, *Phoenix*, *Saccharum* y *Tillandsia* (Granara de Willinki, 2009), (Williams, & Watson , 1988), & (Cupul-Magaña , 2014).

Las etapas afectadas son el crecimiento vegetativo, la floración, la fructificación y la post-cosecha; las regiones afectadas son las hojas, y algunas veces los frutos y tallos, (Williams, & Watson , 1988).

Su reproducción es sexual, y en regiones tropicales hay generaciones continuas, dándose múltiples generaciones en cada año. *D. bromeliae* toma dos meses para desarrollar de huevo a adulto. Por lo general se reproduce en las áreas donde el crecimiento es denso, cerca del centro del campo, en las plantas que están a la sombra la mayor parte del tiempo. Las gateadoras (primer instar ninfal) son la etapa de dispersión primaria y se mudan a nuevas áreas de la planta o se dispersan por el viento o contacto humano o animal. La mortalidad debida a factores abióticos es alta en esta etapa. La dispersión de los adultos sésiles y los huevos ocurre con el transporte del material vegetal infestado, (Williams, & Watson , 1988).

Las infestaciones severas cubren la planta con un recubrimiento gris claro. El daño más obvio es la formación de manchas cloróticas donde se alimentan las escamas. Las plantas muy infestadas se debilitan, su crecimiento se retrasa, ocurriendo una muerte regresiva del follaje. Se deben cortar y examinar las hojas, especialmente de la parte basal de la planta, para buscar las escamas, (Williams, & Watson , 1988).

Diaspis bromeliae se menciona en las listas cuarentenarias. El material de propagación infestado es la fuente de casi todos los nuevos brotes de *D. bromeliae*, por lo que los productores deben asegurarse de que la plaga no se introduzca con material vegetal infestado. Plantas fuertemente infestadas deben ser quemadas (Williams, & Watson , 1988).

Generalmente las poblaciones se mantienen en niveles bajos por los enemigos naturales como: (Williams, & Watson , 1988) & (Cupul-Magaña , 2014).

Parasitoides:

-*Aphytis* sp., *ochraceipes* *Coccidencyrtus* y *Encarsia* sp.

Depredadores

- *Orcus* sp., *Rhyzobius lophanthae*, y *Rhyzobius* sp.

***Furcaspis sp.*, Lidinger 1908**

Clasificación taxonómica:

Filum: Arthropoda
Clase: Insecta
Orden: Hemiptera
Suborden: Sternorrhyncha
Superfamilia: Coccoidea
Familia: Diaspididae
Especie: ***Furcaspis sp.*** (CAB International, 2007)

El género *Furcaspis* fue descrito por Lindinger (1908) para incluir a *F. biformis* (Cockerell) and *F. capensis* (Walker). Se le puede reconocer los platos pigidiales bifurcados o raramente trifurcados, sin flecos; tres pares de lóbulos similares en tamaño y forma, sin hendiduras. Antenas con más de una seta; con 3-6 macroductos con apariencia a microductos, con paráfisis. Ductos dorsales con una sola barra; ano situado cerca de la mitad del pigidio; y poros perivulvares en cuatro grupos con un arreglo disperso (Novoa, y otros, 2011) & (TenBrink & Hara, 1992).

La hembra es circular en su forma, moderadamente convexa; -café-rojiza, mide hasta 2.5 mm. La exuvia es central (TenBrink & Hara, 1992).

Se reportado en orquídeas. *Furcaspis biformis* se ha recolectado sobre Bromeliáceas y varias de Orchidaceas. Está distribuida en las regiones Australásica, Neártica, Neotropical y Oriental, y es de origen neotropical o neártico. No está citada para Cuba. Su distribución es principalmente tropicoamericana. Se reporta en varios hospederos, incluyendo a *Tillandsia sp.* (Novoa, y otros, 2011).

Se alimenta de la savia causando pérdida de vigor, deformación de las áreas infestadas, manchas amarillas en las hojas y la muerte de las plantas. Estas son introducidas a nuevas áreas por la introducción de material infestado. Ellas son un problema cuarentenario en plantas, flores y follaje de exportación. Además del control biológico, se pueden controlar mediante el remojo de las plantas o material vegetal en una solución jabon+piretroides. (TenBrink & Hara, 1992).

***Protopulvinaria pyriformis* (Cockerell 1894), escama piriforme**

Clasificación taxonómica:

Filum: Arthropoda
Clase: Insecta
Orden: Hemiptera
Suborden: Sternorrhyncha
Familia: Coccidae
Género: *Protopulvinaria*
Especie: ***Protopulvinaria pyriformis*** (CAB International, 2007)

La familia Coccidae es poco conocida, se le encuentra en todo el mundo, especialmente en los subtrópicos y trópicos. Muchas especies causan daño en frutales y ornamentales. En el caso de *Protopulvinaria pyriformis* es reportada como una importante plaga en varios países del trópico y subtrópico. Se le encuentra distribuida en región afrotropical, región neártica, región neotropical, incluyendo a Guatemala (reportada en *Gardenia*) y en la región oriental, excluyendo la región Australásica (Westwood , Vinsonia Stellifera , 1999)

Las hembras se reproducen partenogenéticamente, con 2-3 generaciones o varias generaciones traslapadas por año. El ciclo completo ocurre en el envés de las hojas. Se estima que la fecundidad es de 200 huevecillos por hembra. Son ovals o piriformes, a menudo de forma asimétrica y aplanada. De color café-amarillento en hembras jóvenes y café oscuro en hembras maduras. A menudo con áreas esclerotizadas alrededor del cuerpo. Sin una cubierta cerosa obvia; ovisaco representado por una secreción blanca estrecha alrededor del cuerpo. Machos han sido reportados en Florida, lo cual debe ser un error porque esta escama es partenogenética. Los huevecillos son puestos debajo de la hembra, aparentemente de color amarillento (Westwood , Vinsonia Stellifera , 1999).

Se le puede reconocer por las setas marginales sin flecos; setas dorsales conspicuamente capitadas; por lo general con (Tetranychus urticae, 2011). O más tubérculos submarginales; placa anal situada en medio del cuerpo, el margen anterolateral visiblemente más largo que el margen posterolateral; conductos tubulares abundante, menos numerosos en las áreas medial de la cabeza y el abdomen. Uñas sin dentículos; con 1 par de setas prevulvares (a menudo oscurecida por placas anales); setas espiraculares se diferencian de otra setas marginales, porque la seta media es más larga que las laterales; cada placa anal con 3-4 setas apicales; antenas con 7-8 segmentos (Westwood , Vinsonia Stellifera , 1999).

Este escama es polífaga, entres sus hospederos están: *Cinnamomum verum*, *Citrus sp.*, *Gardenia*, *Malpighia glabra*, *Pachystachys*, *Persea americana*, *Plumeria*, *Psidium guajava*, *Syzygium jambos*, *Hedera*, *Schefflera*, *Hibiscus sinensis*, *Ficus*, *Musa*, *Eucalyptus*, *Eugenia*, *Cymbidium*, *Epidendrum*, *Passiflora*, *Punica*, *Gardenia*, y otros (Scale Insects, 2006), & (Hodges, G.2013).

Generalmente sus poblaciones se mantienen bajas debido a la acción de depredadores y parasitoides como: *Chilocorus bipustulatus* (L.), *Chilocorus angolensis*, *Coccophagus lycimnia*, *Coccophagus basalis*, *Coccophagus pulvinariae*, *Encyrtus infelix* (Embleton), *Encyrtus lecaniorum* (Mayr), *Metaphycus flavus* (Howard), *Metaphycus galbus* (Annecke), *Metaphycus helvolus* (Compere), *Metaphycus stanleyi* (Compere) *Metaphycus swirskii* Annecke & Mynhardt, *Microterys nietneri* (Motschulsky) y *Scutellista caerulea* (Thorpe, 2013), *Cheiloneurus cyanonotus*, y *Cryptolaemus montrouzieri* (Westwood , Vinsonia Stellifera , 1999) & (Hodges, Non-Armored Scale Insects on Bromeliads , 2003).

Vinsonia stellifera (Westwood 1871), Escama estrella

Clasificación taxonómica:

Filum: Arthropoda
Clase: Insecta
Orden: Hemiptera
Suborden: Sternorrhyncha
Familia: Coccidae
Género: *Vinsonia*
Especie: ***Vinsonia stellifera*** (Espinosa, Parr, Jones , Hammond , & Dewey, 2014)

Cuerpo redondo, cubierto por una cubierta de cera transparente que desarrolla 6-7 ramas que la dan una apariencia de estrella, cada rama tiene el ápice blanco. Cuerpo convexo, rosado o púrpura, que se hace más oscuro en hembras adultas. Su tamaño es de 3-5 mm a través de los rayos. Sin ovisaco, los huevos son puestos debajo del cuerpo de la hembra. Generalmente se les encuentra en las hojas de las plantas. El cuerpo de la hembra adulta y los estados inmaduros está cubiertos de una capa de cera semitransparente a blanca. Esta escama es importante debido a su ocurrencia en *Citrus*, mango y muchas ornamentales. Ha sido reportada en muchas áreas (MAF Planta Health & Environment laboratory, 2011).

***Aspidiella* sp.**, Leonardi 1898

Clasificación taxonómica:

Filum: Arthropoda
Clase: Insecta
Orden: Hemiptera
Suborden: Sternorrhyncha
Familia: Diaspididae
Género: *Aspidiella*
Especie: ***Aspidiella* sp.** (Cockerell, 1893) & (EPPO, 2012)

Cuerpo membranoso y piriforme. Se caracteriza por poseer ductos con una sola barra. Solamente tiene dos pares de lóbulos bien desarrollados, el segundo par no es bilobulado y el tercero está representado por cortos puntos. También tiene una zona marginal con ductos sobre la región dorsal y ventral de los márgenes del pigidio. Estos ductos son más o menos del mismo tamaño. Paráfisis ausente. Poros perivulvares ausentes. Margen pigidial crenulado. La mayoría de especies ocurren en monocotiledoneas. Dos especies ***A. hartii*** (cockerell) y ***A. sacchari*** (cockerell) están presentes en todas las áreas tropicales del mundo. En vida las hembras adultas son circulares y convexas, de 0.75-1.25 mm; con la exuvia en la región central. Las

escamas macho son alargadas y con la exuvia en la región apical (Cupul-Magaña , 2014) & (Espinosa, Bowman, & Hodges , 2010).

Entre los hospederos que se mencionan están: *Callisia repens* (Jacq.) L., *Eremochloa ophiuroides*, *Panicum hemitomom*, *Cortaderia*, *Polygonella robusta*, *Paratheria prostrata*, *Saccharum officinarum*, *Paspalum notatum*, *Cyperus ligularis*, *Tripogandra multiflora*, *Urochloa panicoides*, *Andropogon virginicus*, *Baccharis*, *Ctenium aromaticum*, *Zebrina pendula*, *Stenotaphrum secundatum*, *Phoenix roebelenii*, *Panicum repens* y *Abies cephalonica* (Henderson & Crosby, 2014).

Los estados afectados son el vegetativo, de floración y etapa postcosecha. Las áreas afectadas son el tallo debajo de la hoja, y las raíces de la planta. Existen parasitoides (*Signiphora* sp.) y depredadores (*Podothrips semiflavus*) asociados a esta escama (Henderson & Crosby, 2014).

***Diaspis* sp.** Costa 1835, escama

Clasificación taxonómica:

Filum: Arthropoda
Clase: Insecta
Orden: Hemiptera
Suborden: Sternorrhyncha
Familia: Diaspididae
Género: *Diaspis*
Especie: ***Diaspis* sp.** (Cupul-Magaña , 2014).

Esta escama es una plaga económicamente importante en orquídeas. Ocurre en los trópicos e invernaderos en climas más fríos. Las hembras adultas son de color amarillo pálido y miden aproximadamente de 1.20-2.25 mm de diámetro, circulares a ovales, cubiertas por una exuvia central blanco-transparente. Cada hembra vive hasta siete meses y produce hasta 200 huevecillos. El desarrollo de huevo a adulto ocurre en 33 días aproximadamente para hembras y 50 días para machos (Espinosa, Bowman, & Hodges , 2010).

Los huevos son puestos debajo de la hembra; viven en las hojas de las plantas. La hembra adulta tiene el cuerpo turbinado, con el prosoma con un par de lóbulos a cada lado, los cuales pueden estar ausentes en algunos especímenes. El ápice del pigidio tiene una hendidura formada por los lóbulos. Los lóbulos tienen el margen aserrado y están divergentes. La abertura anal está en la región a 1/3 de la longitud del pigidio. Antenas con una seta. Ductos con dos barras. Lóbulos medios, aunque algunas veces muy juntos, nunca fusionados. Segundos y terceros lóbulos usualmente desarrollados. A menudo con una espina bien desarrollada en lugar del quinto lóbulo. Pigidio con macro ductos marginales usualmente arreglados en dos grupos de seis a cada lado. Ductos su marginales del mismo tamaño o más pequeños, en un número

variable. Ductos dorsales más pequeños en el margen y su margen del pigidio. Poros pervulgares presentes en 5 grupos. Espinas glandulares pequeñas, nunca entre los lóbulos medios, pero con un par de setas siempre presentes en esta posición (Espinosa, Bowman, & Hodges , 2010).

Puede ser encontrada, según el hospedero en hojas, tallos, peciolos, pseudobulbos y regiones áreas de las plantas, incluyendo la corteza y frutos. Ha sido reportada en más de 65 géneros y 15 familias de plantas, pero es más común encontrarlas en orquídeas y palmas. Entre los hospederos reportados están: Agavaceae, Amaryllidaceae, Anacardiaceae, Araliaceae, Asteraceae, Bromeliaceae (incluyendo a *Tillandsia*), Cactaceae, Cyperaceae, Fabaceae, Heliconiaceae, Lauraceae, Liliaceae, Moraceae, Musaceae, Rosaceae, Rubiaceae y Vitaceae (Espinosa, Bowman, & Hodges , 2010).

La exclusión es el primer paso que se debe tomar para controlar las infestaciones de esta escama. Hay que revisar bien las plantas y materiales vegetativos antes de comprarlas. Las plantas y material vegetativo nuevo deben ser aislados hasta asegurarse de que está libre de plagas. Evitar el roce entre las hojas o material vegetativo nuevo, porque, si algunas están infestadas, evitar que se infeste todo el material. Lo mejor es aislar el material vegetal infestado, porque hasta el viento puede favorecer el movimiento de los insectos (Espinosa, Bowman, & Hodges , 2010).

Para el control biológico se han reportado Aphelinidae: *Aphytis chilensis*, *Coccobius diaspidis*, *Coccophagus ceroplastae* y *Encarsia sophi*; Encyrtidae: *Ameromyzobia aphelinoides*, *Arrhenophagusn chionaspidis* y *Coccidencyrtus longiclavatus* (Espinosa, Bowman, & Hodges , 2010).

El control químico con aceites hortícolas a menudo es muy efectivo. Para pequeñas áreas el uso de alcohol isopropílico al 70% en isopos o trozos de tela es efectivo para limpiar el material vegetal de escamas. Hay que tomar en cuenta que las gateadoras son el estado más vulnerable (SATA , 2009).

***Pseudococcus* sp.** Westwood, 1840, Cochinilla harinosa

Clasificación taxonómica:

Filum: Arthropoda
Clase: Insecta
Orden: Hemiptera
Suborden: Sternorrhyncha
Familia: Pseudococcidae
Genero: *Pseudococcus*
Especie: ***Pseudococcus* sp** (Westwood, Pseudococcus , 1840).

Este es un género con muchas especies de importancia económica (aproximadamente 157 especies). La hembra mide 4-5 mm, es ovalada, ligeramente convexa, bien

segmentada y recubierta de cera pulverulenta de color blanco. El macho adulto se caracteriza por presentar el primer par de alas hialinas, el segundo transformado en halterios y dos filamentos anales largos de color blanco. Los huevos, de color amarillo anaranjado, son depositados en masas en el interior de una estructura algodonosa. A medida que avanzan en su desarrollo, las ninfas se recubren de una cera pulverulenta de color blanco (Salazar Probeste , y otros, 2010).

Su distribución es cosmopolita; es polífaga. Las cochinillas harinosas son plagas ocasionales, y alcanzan este nivel cuando sus parásitos y depredadores son incapaces de mantenerlas por debajo de los niveles de daño económico. Los daños son de dos tipos: directos, por la alimentación de mielecilla. La mielecilla permite el desarrollo de la fumagina que desfavorece la comercialización. Estos insectos han sido reportados como transmisores de los virus que producen las enfermedades de la vid conocidas como “corteza corchosa” y “hoja enrollada”, además del virus A (GVA). Entre los productos que se pueden usar en el control químico están: Acetamiprid, Bifentrin, Buprofezin, derivados ácidos de la extracción de aceites vegetales, Dimetoato, Imidacloprid, Metidation y Piriproxifen (Salazar Probeste , y otros, 2010).

Otras plagas comunes en plantas ornamentales son las que se describen brevemente a continuación:

Chinches: Insecto chupador de savia que se alimenta de las hojas, yemas florales y plantas jóvenes.

Lygaeospilus tripunctatus (Dallas, 1852)

Clasificación taxonómica:

Filum: Arthropoda
Clase: Insecta
Orden: Hemiptera
Suborden: Heteroptera
Familia: Lygaeidae
Genero: *Lygaeospilus*
Especie: ***Lygaeospilus tripunctatus*** (Dallas , 1852).

Escarabajos y tortuguillas: Las larvas conocidas como Gallinas ciegas, de gran número de escarabajos se alimentan de las raíces de las plantas. Las tortuguillas son similares pero mas pequeñas y tienen hábitos subterráneos y foliares (Slater , 2009).

Cycloneda sanguinea, (Linnaeus,1763), mariquita sin puntos.

Clasificación taxonómica:

Filum: Arthropoda

Clase: Insecta
Orden: Coleoptera
Familia: Coccinellidae
Género: *Cycloneda*
Especie: *Cycloneda sanguinea* (EcuRED, 2015).

Cycloneda sanguinea es posiblemente la mariquita más distribuida en América Latina. Con una distribución que va desde Estados Unidos hasta Argentina (EcuRED, 2015).

Las hembras de *Cycloneda sanguinea* carecen de la franja clara en la parte delantera del pronoto y de la proyección de esta hacia el disco. Además tienen las manchas claras de la frente reducidas a las zonas adyacentes a los ojos. Otras características de *Cycloneda sanguinea* son: élitros anaranjados a rojizos sin manchas. Protórax negro bordeado de blanco o marfil, con dos manchitas claras en el disco. Proceso prosternal cilíndrico, algo aquillado pero sin reborde lateral. Rostro negro con dos pequeñas manchitas amarillentas cerca de los ojos, en los machos estas manchas tienden a unirse a través de una manchita central amarillenta. Tamaño muy variable, entre 4,3 y 6,3 milímetros (Linnaeus , *Cycloneda sanguinea* , 2006).

Cycloneda sanguinea L. es un depredador de insectos muy eficiente como agente de control biológico por su voracidad, respuesta funcional y respuesta numérica. Los huevos son de color anaranjado, ovalados, con extremo ahusados. Miden aproximadamente 1.3 mm de largo por 0.3 mm en su parte más ancha. Están pegados a las hojas por un extremo, quedando perpendiculares a la superficie y juntos unos a otros. El ciclo biológico varía con la época del año y la temperatura. La longevidad oscila de 32-95 días, para un valor promedio de 62 días (Linnaeus , *Cycloneda sanguinea* , 2006).

Scymnus sp. Kugelann 1794

Clasificación taxonómica:

Filum: Arthropoda
Clase: Insecta 752100
Orden: Coleoptera
Familia: Coccinellidae
Género: *Scymnus*
Especie: *Scymnus* sp. (Romero , Cueva , & Ojeda , 1974).

El macho es oval, superficie dorsal, ventral y ojos compuestos pubescentes. Coloración general marrón amarillento. La cabeza es algo más estrecha que el pronotum, antena capitada de once segmentos, clava antenal de cuatro segmentos, mandíbula bífida con diente molar e incisivo bien esclerosado, maxila con el último segmento del palpo escutiforme. El Protórax es ligeramente emarginado, con una mancha marrón, superficie con esculturaciones muy finas. Pubescencia clara a través

de su superficie. Élitros con pubescencia ligeramente mayor que en el pronotum, margen anterior e interno con una mancha marrón oscuro. Patas largas y delgadas, coxas posteriores algo más engrosadas, tibia casi de igual longitud que el fémur, tarso criptotetrámero corto con el segundo segmento expandido y dos uñas tarsales dentadas internamente. Abdomen. Es típicamente "afidófago", busca a su presa, hasta que logra capturarla y empieza a devorarla por cualquier parte del cuerpo. Durante este acto el adulto permanece en un sólo lugar, pero si es molestado puede levantar al pulgón y camina con él (Romero , Cueva , & Ojeda , 1974).

Aegithus sp., Fabricius 1801

Clasificación taxonómica:

Filum: Artropoda
Clase: Insecta
Orden: Coleoptera
Familia: Erotylidae
Género: *Aegithus*
Especie *Aegithus sp.* (McClarín , 2015).

Este es género de tamaño mediano, casi hemisférico, por lo general de color rojo a amarillo, pero unos pocos son negros o tienen grandes manchas negras en los élitros. Además del color, se pueden separar del resto de la subfamilia Erotylinae por los ojos finamente facetados , antenas 11 segmentadas, mazo antenal poco desarrollado, protórax corto, cóncavo en frente, los lados estrechándose hacia el ápice, de color negro. Contiene más de 70 especies y un número no conocido de subespecies. Ellos se limitan a las regiones tropicales de América Central y del Sur, con la mayor concentración de especies en la región amazónica de Brasil (Romero , Cueva , & Ojeda , 1974). Estos generalmente se alimentan de hongos basidiomicetos, con la excepción de pocas especies que han sido reportadas en productos almacenados (Castillo-Cerón & Márquez Luna , 2005).

Minadoras de hojas: Las señales características de las minadoras son unas líneas o túneles que se enmarcan en las hojas, esto ocasiona daños en la apariencia y calidad en las hojas de muchas plantas ornamentales.

Parallelomma sp. Baker 1894, moscas del estiércol

Clasificación taxonómica:

Filum: Artropoda
Clase: Insecta
Orden: Diptera
Famiia: Scathophagidae
Género: *Parallelomma*
Especie: *Parallelomma sp.* (Hering, 1923).

Algunas larvas viven en el estiércol, otros son minadores de hojas y tallos, otras barrenan de cápsulas de semillas, otras son depredadores acuáticos y depredadores de otras larvas de insectos en situaciones húmedas. En algunas especies las larvas son minadores de hojas en las liliáceas, Orchidaceae y Commelinaceae, no son comunes (Meigen , 2015).

Euryomma sp. Stein, 1899

Clasificación taxonómica:

Filum: Artropoda
Clase: Insecta
Orden: Diptera
Familia: Fanniidae
Género: *Euryomma*
Especie: ***Euryomma sp.*** (Stein, 2015)

Euryomma este el segundo género más grande dentro de la familia Fanniidae, pero solamente dos especies, ***E. panamensis*** Chillcott y ***E. Rettenmeyeri*** Chillcott, han sido reportadas en Centroamérica. Otras tres especie han sido reportadas para Costa Rica, ***Euryomma chillcotti sp.***, ***Euryomma steini sp.*** y ***Euryomma tahami*** (Grisales , Domínguez , & B. de Carvalho , 2012).

Euryomma está asociada a ambientes forestales sinantrópicos. Descomponen la material orgánica de origen vegetal o animal. Dos especies de Centro América fueron encontradas en colonias de hormigas (Grisales , Domínguez , & B. de Carvalho , 2012).

Chicharritas o saltahojas: Son pequeños insectos que tienen hábitos picadores chupadores, se le conoce comúnmente como chicharritas o toritos, pertenecen a la familia Cicadellidae, son potencialmente peligrosos porque transmiten virus y bacterias fitopatógenas (Stein, 2015).

Agalliopsis sp.; Kirkaldy, 1907 chicharrita

Clasificación taxonómica:

Filum Artropoda
Clase: Insecta
Orden: Hemiptera
Suborden: Auchenorrhyncha
Familia: Cicadellidae
Género: *Agalliopsis*
Especie: ***Agalliopsis sp.*** (Gorham, 1991).

Aparentemente está limitada al Nuevo Mundo. Muchas especies de este género fueron descritos por Omán (1933, 1934, 1938) en sus trabajos en Norte, Centro y faunas de América del Sur, respectivamente. Contribuciones adicionales relevantes fueron publicadas por Kramer (1964), Linnavuori y DeLong (1979), y Nielson y Godoy (1995), lo que resulta en un total de aproximadamente 110 especies neotropicales. Según Nielson & Knight (2000), *Agalliopsis* es de origen Neotropical (Johnson , 2013).

El margen posterior de la corona, que es sinuada o ligeramente curvada detrás de los ojos, es una característica de diagnóstico importante de *Agalliopsis*. La distancia interocellar es mayor que la distancia entre los ocelos y el margen interno de los ojos; pronoto superficie granulosa ligeramente; estilos bifurcado posteriormente. *Agalliopsis* es un taxón de considerable importancia económica. Ejemplos de plantas en el que se registraron las especies *Agalliopsis* son frijol, lechuga, tomate, alfalfa y trébol. En Estados Unidos se ha reportado a novela como un vector del virus del enanismo amarillo de la papa, el virus de la hoja del trébol, y el virus del tumor del trébol (Johnson , 2013).

Macrosteles sp., Fieber, 1866, chicharrita del aster

Clasificación taxonómica:

Filum: Artropoda
Clase: Insecta
Orden: Hemiptera
Suborden: Auchenorrhyncha
Familia: Cicadellidae
Género: Macrosteles
Especie: ***Macrosteles sp.*** (Fieber , 2013)

Llamadas chicharritas del aster representan una plaga asociada al cultivo de berro. Transmiten el “fitoplasma amarillo del aster” que ha costado la industria berros cientos de miles de dólares en daños debido a las pérdidas de cosechas. Más preocupante aún es la posibilidad de que las chicharritas podrían extenderse y afectar negativamente a otros cultivos agrícolas. La taxonomía del género *Macrosteles* es problemático debido a la similitud morfológica entre diferentes especies, haciendo la de identificación difícil (Tomlinson, 29).

Empoasca sp., Walsh 1862, chicharrita o lorito verde

Clasificación taxonómica:

Filum: Artropoda
Clase: Insecta
Orden: Hemiptera
Suborden: Auchenorrhyncha

Familia: Cicadellidae
Género: *Empoasca*
Especie: ***Empoasca* sp.** (Bermejo , 2011).

La tribu ***Empoasca*** comprende 971 especies válidas, más de la mitad de los cuales pertenecen a un solo género, *Empoasca* Walsh. Ninguna revisión completa de este grupo de chicharritas, ecológica y económicamente importantes se ha intentado, menos de 1/3 de las especies descritas nunca han sido incluidas en una clave. Esta tribu es uno de los grupos numéricamente dominantes de los herbívoros en muchos ecosistemas terrestres e incluye numerosas plagas agrícolas, Son polípagos (Hallman & García).

Afecta a gran cantidad de especies, tales como: cítricos, frutales, vid, algodón, girasol, alfalfa, remolacha, solanáceas, alcachofa, entre otras muchas. La ninfa es de menos de 3 mm es de aspecto similar al adulto pero carece de alas. Se localiza en el envés de la hoja. EL cuerpo del adulto, de 3 mm, es de color verde y alas ligeramente verdosas. Tiene capacidad para el salto. El ciclo de vida es de 10-12 días (Alvarado , y otros, 1994).

Inverna sobre plantas herbáceas en estado adulto. En abril, con las lluvias y el nuevo crecimiento, se dirige a las plantas donde llegan a ser muy abundantes hasta septiembre. Tras reproducirse, la hembra deposita los huevos en el interior de la hoja por el envés y cerca del nervio central. Generalmente ocurren de 4-8 generaciones anuales (Alvarado , y otros, 1994).

Las picaduras en las hojas para succionar la savia de la planta, causan amurallamiento y secan los bordes. Ataques muy fuertes ocasionan una pérdida de vigor en el crecimiento de la planta (Alvarado , y otros, 1994).

Para su control se puede utilizar dimetoato o pulverizar con cal. Los tratamientos a base de clorpirifos entre otros, controlan a este insecto. Es importante poner especial interés en mojar muy bien el envés de las hojas. También puede usarse azadiractin, clorpirifos y flufenoxuron. Existen parasitoides como ***Anagrus atomus*** y ***Stethynium triclavatum*** (ambos parasitan huevos) que son efectivos, así como también depredadores como algunas especies de Miridae (Alvarado , y otros, 1994).

Hormigas: Las hormigas que se encuentran relacionadas con los pulgones, si se presenta uno el otro también. Las hormigas no son una plaga grave, pero pueden dañar las raíces.

Iridomyrmex sp. Mayr, 1862, hormiga

Clasificación taxonómica:

Filum: Artropoda
Clase: Insecta
Orden: Hymenoptera
Familia: Formicidae
Género: *Iridomyrmex*
Especie: spp. (Andersen , 2002).

Estas hormigas poseen una proyección central triangular en el clípeo; ángulo propodeal redondeado; el nodo peciolar es en la forma de una pequeña proyección estrecha y vertical; son de color marrón uniforme, pero el gaster es más oscuro. El género *Iridomyrmex* pertenece a la subfamilia Dolichoderinae. Todos los miembros de esta subfamilia se caracterizan fácilmente por poseer una abertura en forma de hendidura en la parte inferior del extremo del gaster. Esta apertura es el medio por el cual diversos productos químicos, por ejemplo, para la defensa y marcadores de senderos. Los miembros de este género habitan en la mayoría de los ecosistemas, aunque tienden a evitar las zonas muy húmedas. No son plaga de cultivos agrícolas, ni ornamentales. Son depredadoras (Mayr, 2015), (Shattuck , 1992).

Grillos y saltamontes: Son habituales en el campo, hay mucha diversidad, todos se, algunos son de importancia económica pues se alimentan de especies

Ellipes minuta (Scudder, S.H), grillos pigmeo

Clasificación taxonómica:

Filum: Artropoda
Clase: Insecta
Orden: Ortóptera
Familia: Trydactilidae
Género: *Ellipes*
Especie: *Ellipes minuta* (Iowa State University , 2007).

Los tridactílicos o grillos pigmeos son ortópteros excavadores muy pequeños, casi siempre de menos de 10 mm, pero más frecuentemente de menos de 5 mm de longitud. Las antenas son muy cortas. Los tarsos de las patas anteriores y medias están reducidos a dos segmentos, siendo los de las patas posteriores vestigiales o muy reducidas. Los fémures posteriores son robustos y fuertes. Las tibias anteriores están aplanadas en forma de pala para cavar, las posteriores tienen espinas articuladas, aplanadas, en forma de remo que les ayuda a nadar (Rowell , 1997).

Tímpanos ausentes. Los cercos presentan dos segmentos y las hembras no poseen valvas ovopositoras; las bien desarrolladas valvas subanales, dan la impresión de un

segundo par de cercos. Las tegminas son cortas y las alas posteriores son grandes, con una venación en abanico sin venas transversales. Los Tridactylidae cavan en suelos arenosos de lugares húmedos. Corren, saltan y vuelan con facilidad y además pueden nadar por medio de movimientos rítmicos de las patas posteriores, sobre o bajo la superficie del agua. Se dice que se alimentan, al menos en parte, de algas que viven en el suelo o el agua (Rowell , 1997).

Otros artrópodos determinados: Durante el proceso de muestreo también se detectaron algunos tipos de artrópodos que frecuentaban las plantaciones de ornamentales, en ese sentido se trato de indetificarlos para establecer la relación que pudieran tener con los cultivos en cuestión o la razón de su presencia en los invernaderos, de esta cuenta se detectaron insectos depredadores e insectos detrivoros, asi como también especímenes de diplopodos (rosquillas) y cochinillas de humedad

Stagmomantis sp. Saussure, 1869

Clasificación taxonómica:

Filum: Arthropoda
Clase: Insecta
Orden: Mantodea
Familia: Mantidae
Genero: *Stagmomantis*
Especie: *Stagmomantis sp.* (Saussure , 2004).

Stagmomantis es un género que abarca 27 especies de mantis nativas de América (Saussure , 2004).

Los mantodeos (Mantodea) son comúnmente conocidos como mantis, santa teresas o rezadoras. Su característica más llamativa es la estructura de sus patas anteriores, notablemente modificadas para la captura de presas (raptoras). Viven entre la vegetación. Viven en regiones tropicales, subtropicales y templadas de todo el mundo. Habitan en una gran variedad de hábitats terrestres, desde la arena del desierto hasta el dosel del bosque tropical. Todas las especies son depredadoras y su dieta consiste en otros artrópodos, aunque especies de gran tamaño pueden añadir pequeños vertebrados a su dieta, tales como lagartos, colibríesy roedores. Los Mantodea son también reconocidos por sus habilidades crípticas, pudiendo confundirse perfectamente con su entorno, ya sea por el color o la forma de su cuerpo (Rainforest Alliance , 2015) & (Rivera & Ontario Museum, s.f.).

Depositán sus huevos todos juntos y envueltos por una espuma endurecida característica que los protege (ooteca) (Rainforest Alliance , 2015).

Los adultos se caracterizan por sus antenas filiformes, cabeza triangular con ojos compuestos bien desarrollados, aparato bucal masticador e hipognato, protórax

elongado, con par de patas raptorales, alas anteriores endurecidas (tegminas), tarsos de 5 segmentos, cercos cortos multisegmentados. Los Inmaduros (ninfas) son similares a los adultos, sin Alas bien desarrolladas (Mariño Pedraza , 2011).

Generalmente son consideradas benéficas, porque se alimentan de otros insectos perjudiciales. Son insectos de 10-200mm, son buenos voladores (Mariño Pedraza , 2011).

Las hembras se diferencian de los machos por el número de segmentos abdominales, las hembras tienen 6 los machos 8 (Mariño Pedraza , 2011).

Entomobrya sp. Rondani 1861, colembola

Clasificación taxonómica:

Filum: Arthropoda
Clase: Insecta
Orden: Collembola
Familia: entomobryidae
Género: *Entomobrya*
Especie: ***Entomobrya sp.*** (Encyclopedia of Life , 2015).

Este género tiene una distribución mundial. Generalmente viven en el material vegetal caído en el suelo o debajo de la corteza de los árboles. Se alimentan de bacterias y hongos que se desarrollan en las superficies donde viven. Muchas de las especies de *Entomobrya* son gregarious (Jordana & Baquero , 2010).

Tylos sp., John Ray(1686), cochinilla de humedad

Clasificación taxonómica:

Phyllum: Arthropoda
Clase: Malacostraca
Orden: Isopoda
Familia: Tyliidae
Genero: *Tylos*
Especie: ***Tylos sp.*** (Latreille, 2014)

Se caracterizan porque tienen tres partes del cuerpo: cabeza, tórax, abdomen; un par de antenas prominentes (un par inconspicuo), ojos simples, siete pares de patas, siete segmentos separados en el tórax, apéndices son llamados con un par de urópodos en el ápice terminal del abdomen. El color varía de gris oscuro a blanco con o sin diseños (Latreille, 2014)

Algunas especies de cochinilla tienen la capacidad de enrollarse sobre sí mismas, formando una bola cuando se sienten amenazadas, o si su espacio es muy pequeño.

Su exoesqueleto presenta una forma de acordeón que les facilita este enrollamiento (Latreille, 2014).

Los isópodos son omnívoros o se alimentan de carroña, comiendo animales y plantas muertas o descompuestas. Algunos comen plantas vivas. Los isópodos respiran con agallas, así que necesitan quedarse en un área de alta humedad, debajo de piedras o troncos, en mantillo de hojas o fisuras. Algunas especies son nocturnas. Son depredados por vertebrados e invertebrados. Los isópodos sirven de comida para otros animales. Pero altas poblaciones grandes pueden comer y dañar las plantas en los invernaderos (Ballester, 2012).

Prácticas culturales limpias aliviarán la mayor parte del problema. Mantener el área limpia de rastros, tablas y hierbas para eliminar escondites. Las cajas se convierten en lugares de escondite. Los insecticidas generalmente no son necesarios para el control de cochinillas de humedad. Un control completo es difícil debido a sus hábitos nocturnos y escondites solitarios. Los cebos han tenido una eficacia limitada. El baygon, diazinón y carbaril son los productos químicos más eficaces, por lo general en polvo o granulados (Ballester, 2012).

Diplopoda, DE BLAINVILLE 1844, milpiés

Clasificación taxonómica:

Filum: Arthropoda

Clase: Diplopoda

Orden: Varios ordenes

Familia: Varias familias

Géneros : *Amplinus*, *Glomeridesmus*, *Platydesmus* y *Polydesmus*,

Especies: ***Amplinus sp.***, ***Glomeridesmus sp.***, ***Platydesmus sp.*** y ***Polydesmus sp.***

(Alvarez-Sánchez & Naranjo-García , 2003).

Los ciempiés (Chilopoda) y los milpiés (Diplopoda), junto con los sínfilos (Symphyla) y los paurópodos (Pauropoda), son las cuatro clases de artrópodos incluidas en el subfilum Myriapoda (Villegas , 2012).

Los diplópodos huyen de la luz y prefieren los lugares cálidos y húmedos. La mayoría son grises o parduzcos, pero unas cuantas especies tropicales presentan colores vivos, como advertencia adicional para los depredadores. Se mueven lentamente, pero sus patas les proporcionan energía suficiente para escarbar entre las hojas caídas y remover el suelo, en busca de plantas blandas o en descomposición, de las que se alimentan. Los que viven en los bosques son importantes recicladores porque devuelven sustancias químicas al suelo para que las plantas vuelvan a utilizarlas (Alvarez-Sánchez & Naranjo-García , 2003).

La inmensa mayoría son herbívoros, detritívoros y se alimentan de materia vegetal fresca o en descomposición. Algunos diplópodos son xilófagos y poseen simbioses

en su sistema digestivo para digerir la celulosa y la lignina. Por último hay formas que prefieren una dieta carnívora o materia fecal y animales muertos. Hay diplópodos que pueden causar daños considerables a los cultivos de papa, legumbres. Pueden ser controlados con piretroides. Pero, generalmente no son considerados como una plaga agrícola (Villegas , 2012).

Por otro lado, por lo general, el cuerpo de los ciempiés es comprimido dorsoventralmente y posee un par de patas por segmento; mientras que el de los milpiés es, por lo general, cilíndrico y posee dos pares de patas por segmento. Los ciempiés tienen entre 15-191 pares de patas, mientras que los milpiés ostentan hasta 375 pares. Su talla es de varios milímetros hasta 30 cm de largo. Los ciempiés son depredadores generalistas que se alimentan de la meso y la macrofauna edáfica y hasta de pequeños mamíferos. También, son importantes en salud pública porque los ciempiés pueden infligir mordeduras venenosas con sus toxicognatos (Villegas , 2012).

D. NEMATODOS

En Guatemala los géneros importantes por razones cuarentenarias son *Radopholus similis*, *Rotylenchulus spp.*, y por la presencia y desconocimiento de las especies son también potencialmente riesgosos los géneros *Pratylenchus*. y *Meloidogyne*. Aunque también existen otros géneros que ocasionalmente pueden causar problemas como lo son *Criconebella*, *Hemicicliophora* y *Helicotylenchus*.,. El grado de importancia por cada género está dado por la susceptibilidad del cultivo, la ubicación geográfica, tipo de suelo y muchos factores bioecológicos que en determinado momento definen si una población se constituye en plaga.

Síntomas: Los nematodos que afectan a las plantas producen síntomas tanto en las raíces como en los órganos aéreos de las plantas, el efecto de las infecciones de nematodos es la reducción general en el crecimiento, la distribución normal del peso de la planta entre raíces y parte aérea puede ser drásticamente alterada, floración tardía, así como también en un pobre crecimiento y escaso desarrollo de semilla. Las semillas pueden ser dañadas directamente como en las infecciones en flores (Dropkin , Introduction to Plant Nematology , 1985).

Síntomas aéreos: Cuando el daño es a nivel radicular, las plantas se tornan amarillentas o coloración rojiza parecida a las deficiencias de Nitrógeno o de Fósforo, con escaso desarrollo, hojas pequeñas, precocidad en la floración. Usualmente en las horas de mayor calor se notan flácidas y se recuperan en las horas frescas. Las plantas afectadas se encuentran localizadas en agrupaciones irregulares en forma de parches, raramente en hileras salvo que el riego sea por gravedad y el cultivo sea perenne. En el caso de nematodos foliares como *Aphelenchoides* se notan hojas con necrosamientos intervenales en forma de V, en el caso de *Ditylenchus* se da un crecimiento anormal de hojas, en cuanto a cantidad y consistencia muchas hojas pequeñas y gruesas de lo normal (Dropkin , Introduction to Plant Nematology , 1985).

Síntomas subterráneos: En las raíces pueden observarse varios síntomas dependiendo del tipo de hábito de alimentación de los nematodos. Los endoparásitos migratorios inducen a la pudrición de las raíces, escaso desarrollo radicular, muy escasa presencia de raicillas, las cuales se concentran cercanas a la base del tallo. Los endoparásitos sedentarios son más conspicuos por que forman tumores o agallas además los cuerpos de los nematodos son claramente visibles al lavar las raíces cuidadosamente. En el caso de los ectoparásitos, las raíces se muestran cortas, romas y con escaso desarrollo (Dropkin , Introduction to Plant Nematology , 1985).

Radopholus similis:

Clasificación taxonomica:

Reyno:	Animalia
Subreyno:	Metazoa
Clase:	Cromadorea
Subclase:	Cromadoria
Orden:	Rhabditida
Suborden:	Tylenchina
Superfamilia:	Tylenchoidea
Familia:	Pratylenchidae
Subfamilia	Pratylenchinae
Género:	Radopholus
Especie:	<i>Radopholus similis</i> (Ferris , 2015)

Endoparásito migratorio que desarrolla todo su ciclo de vida dentro de la raíz donde las hembras perforan túneles y van depositando huevos a medida que avanzan, las larvas y los adultos permanecen dentro del tejido pero pueden emerger al suelo cuando las condiciones le son adversas dentro de la misma, el área afectada se torna de color marrón, su ciclo de vida puede durar de 17 a 25 días según el hospedante. (Franklin, Gooch , Siddiqui, & Wilmont, 1972).

En cuanto a las dimensiones, tiene un promedio de largo 605 μm , de longitud, la hembra presenta la cabeza con esqueleto cefálico fuerte, esclerotizado, chato. El esófago esta sobrepuesto dorsalmente; presenta dos ovarios, la vulva se sitúa a la mitad del cuerpo, la cola es cónica, irregular en su extremo. El macho presenta un esqueleto cefálico usualmente proyectado, el estilete débil y esófago más delgado, el ala caudal puede extenderse o no hasta el extremo de la cola. (Franklin, Gooch , Siddiqui, & Wilmont, 1972)Es un nematodo ampliamente distribuido en el mundo. La presencia de este en los cultivos ocasiona pérdidas económicas considerables debido a la reducción de la calidad, escasa producción y de los costos derivados de su control, uno de los aspectos más importantes la restricción cuarentenaria que se da en algunos países. Ejemplo de ello es el caso de los Estados Unidos en donde existen restricciones en California en donde la detección de este nematodo tiene sanciones drásticas para la empresa importadora.

El rango de hospedantes según (Franklin, Gooch , Siddiqui, & Wilmont, 1972) son principalmente musáceas y cítricos, también afecta pimienta, aguacate, caña de azúcar, café, maíz, ornamentales, especies arbóreas, pastos, palmas y muchas más.

Scutellonema sp.

Clasificación taxonómica:

Reino: Animalia

Phyllum: Nematoda

Clase: Secernentea

Subclase: Diplogasteria

Orden: Tylenchida

Superfamilia: Tylenchoidea

Familia: Hoplolaimidae

Subfamilia: Hoplolaiminae

Género: *Scutellonema* (Phylogenetic and functional classification of nematodes , 2013)

Especies son principalmente ectoparásitos de raíz, sin embargo, algunas especies, como *S. brachyurum* y *S. cavenessi*, puede invadir las raíces y convertirse en semi-endoparásitos o endoparásitos. Otra especie, *S. braydys* es un endoparásitos de raíces de las plantas tubérculos de ñame ande. Las poblaciones de nematodos son capaces de aumentar a números muy altos en un huésped adecuado en un tiempo muy corto. Algunas especies de *Scutellonema* están muy bien adaptadas a su entorno. *S. cavenessi* es casi omnipresente en la zona del Sahel de senegal, alimentándose de muchas de las malas hierbas y todos los cultivos comúnmente cultivados allí. Una amplia gama de huéspedes y la capacidad de sobrevivir permiso de la desecación del suelo *S. cavenessi* para mantener altos niveles de población en un que normalmente no recibe precipitaciones durante 9-10 períodos de un mes cada año. (O'Bannon & Duncan, 1990).

Distribución de allí nematodos se debe principalmente a una amplia gama de huéspedes y tolerancia de las plantas a la infección. Están asociados con muchos cultivos agronómicos y hortícolas y pueden aumentar a altos números, parece que hay poca señal externa de lesión en el hospedante. La excepción a esto es *S. braydys* que reproduce y aumenta a un alto número de tubérculos de ñame almacenados donde causa graves daños durante el almacenamiento. Los nematodos pueden penetrar en las raíces primarias de las que pueden entrar directamente en el tubérculo por la migración celular. La penetración también puede ocurrir a través de grietas o áreas dañadas de la epidermis suberizadas. Los tubérculos de ñame toman una coloración pardusca. Tubérculos pelados aparecen secos y de color marrón a negro, dándoles una apariencia podredumbre seca llamada "podredumbre seca de ñame". Una apariencia podredumbre húmeda puede ocurrir en el almacenamiento debido al ataque bacteriano en tubérculos dañados. (O'Bannon & Duncan, 1990).

Paratylenchus sp.

Clasificación taxonómica:

Reino: Animalia

Phylum: Nematoda

Clase: Secernentea

Subclase: Diplogasteria

Orden: Tylenchida

Superfamilia: Tylenchaidea

Familia: Cricanematidae

Subfamilia: Paratylenchinae

Género: Paratylenchus (Jimenez H., 1979)

Los Paratylenchus son o están entre los nematodos fitoparásitos más pequeños, ya que no existen dentro de esta subfamilia especies que excedan de 0,5 mm y muchas tienen un largo menor que 0,3 mm. Su pequeño tamaño está compensado por la enorme población que logran en los suelos estando presentes los hospederos favorables. Los nematodos tradicionales de procesamiento de muestras sólo permiten obtener una apreciación de la población existente en los suelos de una determinada área debido a que estos nematodos pasan a través de los tamices más finos. Este nematodo puede reconocerse con facilidad por su típica curvatura ventral y por el brusco cambio de diámetro que sufre a la altura de la vulva. Los huevos de la mayoría de los nematodos y también otros estadios, como es el caso de los preadultos de los nematodos alfiler Paratylenchus spp., sobreviven a la sequedad. Además, establece que la lesión que produce este tipo de nematodo es necrosis cortical localizada en las raíces de las plantas.

Común en los suelos nativos y cultivados, especialmente alrededor de las raíces de plantas leñosas y arbustos (Ferris, 2015). Los síntomas de daño Paratylenchus son clorosis y caída de las hojas y la fruta de tamaño insuficiente. Sus hospederos son azalea, el crisantemo, geranio, gladiolos, césped, pastos, el iris, el roble, pino, rosa. (Horst R. K., 2001)

Criconemella

Clasificación taxonómica:

Reino: Animalia

División: Nematoda

Clase: Secernentea

Orden: Tylenchida

Familia: Criconematidae

Género: Criconemoides (Hofmann & Menzel, 2015)

La hembra tiene un cuerpo de longitud variable (0,3 a 0,6 mm), pesada anulación de la cutícula 200 o menos, no hay espinas, sin cutícula adicional, borde posterior lisa, uniforme o crenado. Lóbulos submedianos de los labios generalmente bien desarrollados, pero pueden estar poco desarrollados e incluso ausente en algunas especies, separados o conectados de diferentes maneras. Tienen estilete y perillas en forma de ancla. Los machos no tienen estilete o bursa; tienen espículas recta. Extremo

redondeado al conoide, generalmente cuatro líneas laterales, rara vez tres, caudal excepcionalmente ausente. Los juveniles tienen los anillos sin problemas a crenado, no hay filas de escamas. (Ferris , 2015).

Su distribución es en Centro América. Los especímenes de este grupo interesante de los nematodos, rara vez se detectan en muestras de suelo, y es por lo general en pequeñas cantidades, hasta el desarrollo de flotación azúcar y técnicas de extracción centrifugación. Esas técnicas maximizar la recuperación de los "de fuselaje ancho", nematodos de lento movimiento. Los nematodos del anillo son muy comunes, sobre todo en cultivos permanentes, el paisaje y plantaciones ornamentales. También pueden ser muy abundantes. (Ferris , 2015). Los síntomas aparecen en forma de follaje poco saludable, el crecimiento reducido, y raíces oscuras (Dickerson, Blake, & Stephen , 2000).

Xiphinema sp.

Clasificación taxonómica:

Reino: Animalia

Phyllum: Nematoda

Clase: Enoplea

Subclase: Enoplia

Orden: Dorylaimida

Suborden: Dorylaimina

Superfamilia: Dorylaimoidea

Familia: Longidoridae

Subfamilia: Xiphineminae

Género: *Xiphinema* (Ferris , 2015)

Los nematodos pertenecientes a esta familia, son ectoparásitos migratorios de ciclo de vida largo similar al de otros dorylaimidos. Se alimentan de una gran variedad de plantas, donde el punto específico de alimentación es cerca de la punta de las raíces. Según la susceptibilidad de la planta hospedera, algunos de los síntomas que se pueden observar a nivel radical son: raíces ganchudas, agallas terminales, poco desarrollo de raíces laterales y necrosis en los puntos de alimentación. Ambos nematodos son relativamente grandes (2 – 12 mm). Tienen un estilete hueco (60-250 um) que usan para alimentarse profundamente en las puntas de las raíces. Una de las características de estos nematodos, es la capacidad de algunas especies de transmitir virus a las plantas. (Esquivel Hernández & Peraza Padilla , 2010).

Tienen seis etapas del ciclo de vida. La partenogénesis, una forma de reproducción que no requiere machos, es común en muchos, pero no todas las especies. Las hembras ponen los huevos en el suelo. El ciclo de vida de un nematodo daga es similar a otros ectoparásitos, nematodos vermiformes. Los juveniles nacen de huevos y mudan cuatro veces, aumentando de tamaño con cada muda hasta que se convierten en adultos. Como juveniles-vector capaz alimentan de plantas infectadas por virus y maduran en adultos. (Heve & Crow, 2015).

Las especies del género *Xiphinema* son relativamente grandes nematodos, 2 a 3 mm de longitud. El género se caracteriza por la presencia de un muy largo odontoestilete o lanza (estilete). Presenta el anillo de guía se encuentra cerca de la base del odontoestilete, justo antes del cruce con la odontóforo. *Xiphinema* tiene un esófago de 2 partes típico de la mayoría Dorylaimida, con una parte anterior delgado e hinchada bulbo posterior glandular y muscular. La configuración de la sección transversal del estilete es cilíndrica y la sección transversal de la odontóforo es tri-irradie como en el esófago. El esófago tiene un lumen de tri-questrous. Los varones han emparejado papilas pre-anal y una fila ventromedial de las papilas complementaria. El número y disposición de estas papilas son de importancia para distinguir especies, emparejando espículas, pero no gubernaculum y no tienen bursa. Las hembras de *Xiphinema* tienen uno o dos ovarios. Los ovarios. (Ferris , 2015).

Los miembros del género se producen en todo el mundo. (Ferris , 2015). El daño nematodos daga causan a los sistemas de raíces es similar a la de otros nematodos ectoparásitos planta. La alimentación en los meristemáticas de la raíz de los dedos destruye células de la raíz y reduce el volumen de la raíz. Mortificante Terminal de raíces de plantas leñosas es común. Los efectos sobre el suelo de raíces dañadas se atrofian el crecimiento de los cultivos y campos irregulares. Nematodos daga transmiten numerosos virus a las plantas. Las especies del género *Xiphinema* tienen una larga estilete llama un odontoestilete. (Heve & Crow, 2015)

Trichodorus sp

Tipo: Nematodos

Nombre Científico: ***Trichodorus sp.***

Reino: Animalia

División: Nemata

Clase: Adenophorea

Orden: Dorylaimida

Familia: Trichodoridae

Género: *Trichodorus* (Cobb, 2013)

Son ectoparásitos migratorios que se alimentan principalmente de las raíces laterales, causando raíces acortadas o rechonchas. (Bridget & Starr, 2006). Las especies *Trichodorus* se multiplican rápidamente y completan su ciclo de vida en 21-22 días a 22 °C y en 16-17 días a 30 °C con unas diez veces o más aumento de la población en 60 días. (Zuckerman & Rohde, 1981).

Diseño del cuerpo por lo general redondeada en ambos extremos. Cutícula tiende a hincharse en agua y fijador cuando se matan los nematodos. Onchioestilete Curvo, con surco dorsal. Las hembras son Diovarial y los machos Caudal alae ausentes. Testículo único. (Ferris , 2015).

Los síntomas sobre el suelo causadas por nematodos ***Trichodorus sp.***, son similares a los causados por otros nematodos parásitos de las plantas de alimentación raíz en céspedes. Estos síntomas incluyen de forma irregular parches de

marchitamiento, color amarillento, y césped disminución. (William, 2004). muchas de las especies *Trichodorus* que son conocidos como vectores de cascabel tabaco o guisante virus pardeamiento temprano se han descrito recientemente y consecuentemente, tienen una amplia gama de huéspedes entre los cultivos herbáceos y las malas hierbas (Zuckerman & Rohde, 1981).

Rotylenchulus reniformis

Clasificación taxonómica:

Reyno: Animalia
Phylum: Nematoda
Clase: Cromadorea
Subclase: Cromadoria
Orden: Rhabditida
Suborden: Tylenchina
Familia Tylenchoidea
Subfamilia Rotylenchulinae
Género: *Rotylenchulus*
Especie: ***Rotylenchulus reniformis*** (Phylogenetic and functional classification of nematodes , 2013)

El género *Rotylenchulus* presenta un esqueleto cefálico fuerte. La hembra inmadura es alargada en forma de C y cuando es adulta presenta forma de riñón, de cola corta, la glándula esofágica está agrupada sobre el lumen del esófago, presenta dos ovarios, la vulva está a la mitad del cuerpo; los machos son vermiformes con esófago degenerado y estilete débil (OIRSA, 1999).

El ciclo de vida de *Rotylenchulus* es poco común en los nematodos. Las larvas emergen como en el segundo estadio juvenil y tienen 4 mudas sucesivas sin alimentarse. En el cuarto estadio juvenil penetra a la raíz cerca del meristemo apical o en cualquier parte de la raíz, penetrando las células de la corteza. La hembra queda constreñida quedando una parte de su cuerpo hacia afuera. La hembra deposita sus huevos en una masa musilaginosa. La especie es bisexual. Completa su ciclo de vida en 3-4 semanas según el hospedante y las condiciones bioclimáticas presentes. En el hospedante el balance de minerales se desequilibra provocando deficiencias de nitrógeno, potasio y manganeso. El nematodo se desarrolla fácilmente cuando los niveles de potasio son altos en el suelo (OIRSA, 1999).

Las hembras inmaduras son vermiformes pequeñas (0.23 – 0.64 mm), libres en el suelo, cuando mueren se arquean ventralmente, en forma de C. La región cefálica redondeada a conoide, continúa con el resto del cuerpo, estriada. Esclerotización cefálica medio desarrollada, estilete medianamente fuerte con nódulos basales redondeados, esófago con bulbo medio bien desarrollado, una apertura de la glándula esofágica dorsal posterior, en la base del estilete; glándulas esofágicas con sobre posición lateral, vulva situada posteriormente sin protuberancias labiales, dos ovarios, cola conoide, con terminación redondeada. La hembra madura (sobre las

raíces) hinchada en forma de riñón, la parte anterior irregular. El macho es vermiforme, con esclerotización cefálica, estilete y esófago reducidos, (bulbo medio débil, sin válvulas), espículas curvadas, cola aguda, la bursa no se extiende hasta la punta de la cola. (Franklin, Gooch , Siddiqui, & Wilmont, 1972)

La importancia de este semiendoparásito sedentario radica en ser una peste cuarentenada en California, Estados Unidos por el Departamento de Alimentación y Agricultura para los Estados Unidos (FDA-USDA). Se encuentra dentro de los nematodos más importantes en Hawaii en el cultivo de la piña, así como en varios cultivos agrícolas, ornamentales y de bosque en varios estados de Estados Unidos como lo son la papaya, carambola, árboles frutales y plantas ornamentales, cultivos como la papa, tomate y cítricos, etc. En el estado de Louisiana y Florida se ha reportado causando una reducción del 40 – 60% en algodón. (Franklin, Gooch , Siddiqui, & Wilmont, 1972).

Rotylenchulus es muy perjudicial en climas cálidos; afectos a muchas especies de plantas tanto arbóreas, como arbustivas; así mismo, tiene como alternativa muchas malezas, inclusive las del género *Tagetes* que se supone tienen una sustancia repelente a los nematodos. En Guatemala se le ha encontrado asociado a muchos cultivos de plantas ornamentales entre los que destacan: *Codiaeum*, *Sanseveria*, *Yucca*, *Aglaonema*, *Marantha*, etc. Este nematodo se ha encontrado tanto en regiones cálidas como templadas del país (OIRSA, 1999).

En la parte aérea los síntomas son similares a los que produce *Radopholus*; además las hojas son fuera de tipo, pequeñas y opacas. A nivel radicular, un ataque severo produce plantas carentes de raíces secundarias (OIRSA, 1999).

Cuando se presenta el nematodo en los cultivos ocasiona pérdidas considerables debido a que sus poblaciones alcanzan densidades altas, pudiendo llegar a niveles de 20000 nematodos/100 cc de suelo. Esto ocasiona serias pérdidas debido a la reducción de la calidad, escasa producción y costos derivados de su control. Lo más importante para este género es que al igual que *Radopholus* está bajo las restricciones cuarentenarias en el Estado de California (OIRSA, 1999).

Pratylenchus spp.

Clasificación taxonómica

Reino: Animalia

Phylum: Nematoda

Clase: Secernentea

Subclase: Tylenchia

Orden: Tylenchida

Suborden: Tylenchina

Superfamilia: Hoplolaimoidea

Familia: Pratylenchidae

Subfamilia: Pratylenchinae

Género: *Pratylenchus* (Castillo , Vovlas , Hunt , & Perry , 2007)

Tanto el macho como la hembra son muy similares anatómicamente. También es denominado nematodo lesionante, dado que al igual que *Radopholus* es endoparásito migratorio. Mide menos de 1 mm, el cuerpo es cilíndrico, con cabeza baja achatada; esqueleto cefálico esclerotizado; región labial anillada; la anulación del cuerpo es fina; el estilete es bien desarrollado, fuerte y corto, con nódulos basales grandes. La vulva es posterior, ovarios extendidos hacia delante; presenta saco postvulval. En los machos el ala caudal se extiende hasta el extremo de la cola. El bulbo medio es ovoide, ocupa más de la mitad del cuerpo; la glándula esofágica sobrepuesta ventralmente. Todos los estadios se presentan en el suelo y dentro de las raíces (OIRSA, 1999).

Anatómicamente tanto el macho como la hembra son similares, no presentan dimorfismo sexual, son un endoparásito migratorio el macho mide menos de 1 milímetro, el cuerpo es cilíndrico con cabeza baja achatada, esqueleto cefálico esclerotizado, región labial anillada, los anillos del cuerpo son finos, estilete fuerte y corto con nódulos basales grandes. El bulbo medio es ovoide, ocupa más de la mitad del cuerpo, la glándula esofágica sobrepuesta centralmente. En la hembra, la vulva es posterior, ovarios extendidos hacia delante, presenta saco postvulval. En los machos el ala caudal se extiende hasta el extremo de la cola. Todos los estadios se presentan en el suelo y dentro de las raíces. (Franklin, Gooch , Siddiqui, & Wilmont, 1972). Se conoce de la interacción con *Ralstonia solanacearum* y *Phytophthora parasítica* también favorecen la presencia de *Pythium sp.*, *Fusarium sp.* y *Rhizoctonia sp.* (Franklin, Gooch , Siddiqui, & Wilmont, 1972)

Las plantas afectadas presentan sintomatología visible similar a la de los otros géneros de nematodos y a diferencia de estos los síntomas de las raíces afectadas consisten en lesiones o pequeñas manchas alargadas, estas se presentan principalmente sobre raíces jóvenes. Este nematodo tiene un amplio rango de hospedantes que incluyen especies hortícolas, arbustivas y arbóreas, dentro de las que se incluyen la mayoría de especies ornamentales. (Franklin, Gooch , Siddiqui, & Wilmont, 1972)

Se puede decir que es un nematodo destructivo. Además, el daño que provoca en las raíces favorece la penetración de hongos y bacterias fitopatógenas que incrementan el daño y las pérdidas al cultivo. Aparte del daño que ocasionan al reducir su rendimiento y su calidad, los costos de control también son elevados y la reinfección se da muy rápidamente debido al mal manejo de los cultivos. *Pratylenchus* es fácilmente diseminado por movimientos de suelo, residuos en zapatos de los trabajadores, maquinaria, agua superficial y viento (OIRSA, 1999).

El género *Pratylenchus* tiene aproximadamente 61 especies, todas fitoparasíticas distribuidas en todo el mundo, en todos los climas, pero son más frecuentes en climas templados y cálidos. El ciclo de vida dura de 1 a 3 meses dependiendo del hospedante, tipo de suelo y clima, la reproducción es bisexual, los huevos son

depositados en el tejido radicular, la primera muda se da dentro del huevo, emergiendo en el segundo estadio juvenil, la cual es muy activa. Todos los estadios especialmente los preadultos y adultos se mueven dentro y fuera de la raíz (OIRSA, 1999).

Pratylenchus tiene un amplio rango de hospedantes, es cosmopolita aunque tiene preferencias ecológicas. Por lo tanto, junto a *Meloidogyne* tienen el más amplio rango de hospedantes. Casi todas las plantas son susceptibles al ataque del mismo por lo que enumerar las familias de plantas a la que afecta, resulta extenso. Casi el 100 % de plantas ornamentales son susceptibles al nematodo (OIRSA, 1999).

Las plantas hospedantes susceptibles se quedan chaparras y muestran clorosis, similar a una deficiencia mineral o falta de agua. Con frecuencia, son afectadas varias plantas en una sola área, lo que hace que se vean manchas o parches de plantas con crecimiento deficiente y un color verde amarillento que se puede observar a gran distancia. Los síntomas de la raíz de las plantas afectadas, consisten en lesiones que al principio aparecen en forma de manchas diminutas y alargadas, las cuales en poco tiempo toman un color café hasta adquirir un color casi negro. Las lesiones aparecen principalmente sobre las raíces nutricionales jóvenes y se concentran sobre todo en la zona de los pelos radiculares, aunque pueden aparecer en cualquier parte de las raíces (OIRSA, 1999).

Meloidogyne sp.

Clasificación taxonómica:

Reyno: Animalia
Subreino: Metazoa
Clase: Cromadorea
Subclase: Cromadoria
Orden: Rhabditida
Suborden: Tylenchina
Superfamilia: Tylenchoidea
Familia: Heteroderidae
Subfamilia Meloidogininae
Género: *Meloidogyne*, Goeldi, 1892
Especie: ***Meloidogyne sp.*** (Ferris 2015).

La presencia de este género es fácil de identificar debido a que por ser endoparásito sedentario provoca irritación de las células epidermales que generan agallas o tumores debido a la formación de una célula nodriza y células adyacentes deformadas que proliferan para mantener el alimento a las hembras. Las hembras maduras y fertilizadas adquieren forma de pera y son de color blanco lechoso. La parte anterior del cuerpo presenta cabeza móvil, con estilete, el bulbo medio grande y las glándulas esofágicas alargadas, vulva posterior, la cutícula no cambia de color, generalmente se encuentran varias hembras en cada agalla. El macho es filiforme

grande, con estilete bien desarrollado, no presentan ala caudal, las larvas son filiformes, se caracterizan porque la cola tiene forma de remolino miden 0.4 mm de longitud con estilete muy fino. Es cosmopolita y polífago, ocasiona pérdidas en una amplia gama de cultivos, la presencia de estos facilita la penetración e inclusive muestran sinergia con algunos agentes fitopatógenos como *Fusarium oxisporum*, *Ralstonia solanacearum*, *Pseudomonas caryophylli*, *Clavibacter insidiosum*, *Rhizobium radiobacter* (*Agrobacterium tumefasciens*), entre otros. (Franklin, Gooch , Siddiqui, & Wilmont, 1972)

Helicotylenchus sp.

Clasificación taxonómica:

Reyno: Animalia
Subreino: Metazoa
Clase: Cromadorea
Subclase: Cromadoria
Orden: Rhabditida
Suborden: Tylenchina
Familia: Hoplolaimidae
Subfamilia: Hoplolaiminae
Género: *Helicotylenchus*, Steiner, 1945
Especie: ***Helicotylenchus sp.*** (Ferris 2015)

El genero esta ampliamente distribuido, es cosmopolita, las especies conocidas cada una tiene amplio rango de hospedantes que incluyen plantas cultivadas y malezas, se les reporta en cultivos de importancia económica como Algodón, banano, café, aguacate, frutales, especies forestales, plantas ornamentales, hortalizas y leguminosas. Las hembras y machos son vermiformes, con leve dimorfismo sexual, la hembra se enrolla en forma de espiral, la cola es corta, curvada, con proyección dorsal regularmente redondeada raramente conoide, de 1 a 2.5 diámetros del cuerpo de largo. El esqueleto cefálico y estiletes fuertes y grandes. El macho es regularmente más pequeño, presenta ala caudal al final de la cola. La abertura de la glándula dorsal situada a 6 – 16 micras de la base del estilete. Bulbo medio redondeado con válvula esclerotizada de tamaño promedio, las glándulas se superponen en forma dorsal al intestino y son aproximadamente del mismo tamaño.

El hábito de alimentación es semi endoparásito, raramente penetran al tejido del cortex radicular y normalmente son ecto parasitos migratorios. Se les asocia con algunos patógenos radiculares tales como *Ralstonia solanacearum*, *Erwinia carotovora*, *rhizoctonia solani*, *Verticillium sp.*, *Rosellinia sp.* (Franklin, Gooch , Siddiqui, & Wilmont, 1972).

E BACTERIAS

Xanthomona campestris pv. hederiae

Clasificación taxonómica

Reino: Bacteria

Filo: Proteobacteria

Clase: Gammaproteobacteria

Orden: Xanthomonadales

Familia: Xanthomonadaceae

Género: Xanthomonas

Especie: *Xanthomonas campestris pv. hederiae* (Melgarejo Nárdiz, y otros, 2008)

Los síntomas por *Xanthomonas campestris* van desde pequeñas manchas definidas, hasta muerte de la hoja. Frecuentemente se produce un amarillamiento en los márgenes de las hojas. Ataca principalmente Begonia, Poinsettia, Zinnia, Dieffenbachia, Philodendron, Aglaonema y otros. Además, de las manchas foliares, algunas especies de *Xanthomonas* pueden causar marchitez y pudriciones sobre Geranio, Begonias, Anthuriums (OIRSA , 2005).

Bacteria con forma bacilar, Gram-negativa y mótil por un flagelo polar. No esporulada. Estrictamente aeróbica, quimio-organoheterótrofa. Produce pigmento amarillo característico (xanthomonadina) y polisacárido extracelular (Melgarejo Nárdiz, y otros, 2008).

Rhizobium radiobacter (Agrobacterium sp.)

Clasificación taxonómica

Dominio: Bacteria

Phylum: Proteobacteria

Clase: Proteobacteria alfa

Orden: Rhizobiales

Familia: Rhizobiaceae

Género : Rhizobium

Especie: *Rhizobium radiobacter*. Sinónimo (*Agrobacterium tumefaciens*). (National Center for Biotechnology Information , 2015)

Rhizobium radiobacter es una bacteria en forma de bacilo, flagelada, habitante del suelo. Penetra a la planta a través de heridas frescas producidas durante las labores de trasplante o mantenimiento o por insectos y nematodos del sistema radical. Una vez dentro del hospedero, la bacteria lo estimula a producir una gran cantidad de células. Estas células continúan dividiéndose mucho más rápido de lo normal y aumentan considerablemente su tamaño. Por tanto, el área afectada se transforma en un tumor o agalla. Estas alteraciones producidas en las células pueden continuar dándose, aunque la bacteria ya no se encuentre presente. Cuando los tejidos superficiales de

las agallas se deterioran y desecan, generalmente caen al suelo junto con la bacteria, completándose de este modo su ciclo. (Arguedas , 2009)

Conocida con el nombre de agalla del cuello o de los tumores, tuberculosis o roña se designa la enfermedad causada por *Agrobacterium tumefaciens* en frutales, vid, ornamentales y herbáceas, provoca aparición de agallas en la zona del cuello de la planta, impidiendo la circulación de savia y en consecuencia, debilitamiento y posterior muerte de las plantas atacadas. La bacteria prefiere plantas jóvenes, penetrando por heridas, el injerto- en viveros es una puerta para infección (Carrero, 2008).

Rhizobium radiobacter tiene forma de bastón (bacilo) y posee algunos flagelos peritricos. Las bacterias presentan características morfológicas y fisiológicas como:

- Bacilos de: 0.7 – 0.8 x 2.5 – 3.0 u sola o en pares
- Poseen de 1 – 4 flagelos, lo que les ayuda para su movimiento.
- Capsulada
- Gram negativa
- Colonias en agar: pequeñas, blancas, circulares, lisas brillantes, translúcidas, enteras
- En caldo presenta ligera turbidez con película fina.
- Temperaturas óptimas; 25 – 28 °C, letal 51 °C (Morillo Gómez , 2011).

F. HONGOS

Colletotrichum sp.

Clasificación taxonómica

Reino: Fungi

Hongos Mitospóricos

División: Eumycota

Subdivisión: Deuteromycotina

Clase: Coelomycetes

Género: *Colletotrichum* (Melgarejo Nárdiz, y otros, 2008)

Acérvulos en forma de disco o en forma de cojín, ceroso, sub-epidermal, típicamente son oscuros, espinas o pelos en el borde o entre los conidióforos; conidióforos simples, alargados; conidios hialinos, unicelular, ovoide o elíptico; estados imperfectos parasitarias de *Glomerella*. Este género difiere de *Gloesporium* por los setos, que puede estar ausente en determinadas condiciones culturales (Barnett & Hunter, 1972).

Sintomatología: Las hojas empiezan a amarillear y secarse, sobre todo las puntas de las hojas exteriores y más viejas. A veces, antes de caer las hojas afectadas, aparecen pequeños puntos negros sobre la superficie foliar, con frecuencia agrupados en formaciones más o menos circulares, que terminan por extenderse a la mayor parte de la hoja (Melgarejo Nárdiz, y otros, 2008).

Glomerella sp.

Reino: Fungi
Phyllum: Ascomycota
Clase: Sordariomycetes
Subclase: Hypocreomycetidae
Familia: Glomerellaceae.
Género: *Glomerella* (Index Fungorum , s.f.).

El patógeno se desarrolla cuerpos fructíferos en la corteza, por lo general justo por debajo o por encima de nodos. Las esporas pueden sobrevivir en el suelo durante un largo tiempo. El patógeno produce conidios en acérvulos que son incoloros, uno unicelulares, ovoides, cilíndricos y falcadas o falciformes veces en forma de, granular y guttulate medir 16-48 X 4-8µm. El acérvulo es ovoide, subepidérmico medir 70-300 micras de largo y tiene estructura de cerdas-como en él. La ruptura acérvulos hacia fuera a través, la superficie de los tejidos vegetales y los conidios se exponen y se propagan a través salpicaduras de lluvia, insectos o herramienta etc. Los conidios germinan en presencia de agua en las hojas y penetrar en el host directamente y formar clamidosporas dentro de los tejidos del huésped. (Ahlawat, 2007)

Las hojas en las ramas afectadas repente se vuelven amarillas y se marchitan. Puntas de las ramas suelen morir. Manchas grises aparecen en la corteza y el tronco, y luego hundidos áreas (chancros) desarrollar, con el tiempo que rodea la madre. Partes de la planta por encima del cancro del tallo pierden vigor, se marchitan y mueren. Plantas dañadas muestran más síntomas durante el clima caliente y seco (Clemson, cooperative extension , 2012).

Sclerotium sp.

Clasificación taxonómica
Reino: Fungi
Filo: Basidiomycota
División: Eumycota
Subdivisión: Basidiomycotyna
Clase Hymenomycetes
Género: *Sclerotium* (Melgarejo Nárdiz, y otros, 2008).

Teleomorfo: Las basidiosporas son hialinas, de superficie lisa y de forma globosa algo piriforme; su tamaño es de 4,5-6,7 x 3,5-4,5 um. Anamorfo: esclerocios redondeados pequeños (como máximo 1,5 mm de diámetro) que tienen una corteza de color marrón claramente diferenciada y que constituyen la forma de persistencia en el suelo; la corteza y la médula tienen vesículas con material de reserva. Las hifas forman fíbulas en los tabiques. (Melgarejo Nárdiz, y otros, 2008).

Cuerpos fructíferos asexuales y esporas que carecen; esclerocios marrón a negro, globosos o irregular, compacto; micelio generalmente la luz; parasitaria, principalmente en las partes subterráneas de las plantas, (Barnett & Hunter, 1972).

Se considera este hongo como uno de los de mayor importancia que afecta las siembras en varios países. Síntomas y signos: se observan lesiones pardo claro u oscuras en el pie de las plantas y pudrición en el sistema radicular. En los síntomas se denota un micelio blanco afieltrado con esclerocios esféricos de color blanquecino o pardo que pueden verse a simple vista y constituyen el signo característico de la enfermedad. Las plantas pueden presentar clorosis, marchitez y muerte. Epifitiología: Los suelos húmedos y densos son favorables para el establecimiento del hongo. Las condiciones de alta humedad benefician los ataques (Andreu Rodríguez & Gómez Sousa , 2007).

Myrothecium sp.

Clasificación taxonómica

Reino: Fungi

Hongos Mitospóricos

División: Eumycota

Subdivisión: Deuteromycotina

Clase: Hyphomycetes

Género: Myrothecium

Especie: roridum (Melgarejo Nárdiz, y otros, 2008).

Los conidióforos son cortos y compactos, formando una capa estromática junto con las células del huésped. Son hialinos, cilíndricos y ramificados. Las fiálidas, que se encuentran al final de las ramificaciones, son cilíndricas, hialinas o algo oliváceas y con el ápice ocasionalmente oscurecido. Las conidias tienen la pared lisa con el extremo color negro cuando están en masa; miden 4,5 – 10,8 x 1,3-2,7 um. Sintomatología: causa la podredumbre de cuello, seguida de marchitamiento y posterior desecación de la parte aérea. En hojas forma lesiones circulares necróticas en ambas caras (Tuset, Hinarejos, & García, 1986).

Rhizoctonia sp.

Clasificación taxonómica

Reino: Fungi

División: Basidiomycota

Clase: Agaricomycetes

Orden: Cantharellales

Familia: Ceratobasidiaceae

Género: Rhizoctonia

Especie: ***Rhizoctonia sp.*** (Index Fungorum , s.f.)

Las pérdidas ocasionadas por ***Rhizoctonia sp.*** en los invernaderos son incalculables, dada su capacidad de rápida diseminación. Además de la pudrición radicular, también causa enfermedades foliares como manchas y tizones (OIRSA , 2005).

Todas las ornamentales son susceptibles. Causa serios problemas en *Bromelia*, *Caladium*, *Cissus*, *Columnnea*, *Euphorbia*, *Ficus*, *Fittonias*, *Philodendron*, *Schefflera*, *Syngonium*, *Cactus*, *Aloe*, *Begonia*, *Dahlia*, *Gerbera*, *Eustoma*, *Hibiscus*, *Ranunculus*, Cordiline, Dracaena y Yucca (OIRSA , 2005).

Las plantas afectadas se toman amarillentas, presentan escaso desarrollo, pierden anclaje y cuando el hongo se extiende hacia las hojas inferiores, los tejidos afectados se tornan marrón oscuro y sobre la superficie crece un moho blanquecino que posteriormente se torna amarillento y por último marrón, formando costra sobre la superficie (OIRSA , 2005).

Cuerpos fructíferos asexuales y esporas que carecen; esclerocios de color marrón o negro, variable en forma, con frecuencia pequeñas y sueltas, formada entre y conectados por hilos de micelio; hifas del micelio de color marrón, con células largas y tabicados partió de hifa principal; parasitaria, principalmente en las raíces y otras partes subterráneas de las plantas (Barnett & Hunter, 1972).

Fusarium sp.

Clasificación taxonómica

Reino: Fungi

División: Ascomycota

Clase: Sordariomycetes

Subclase: Hypocreomycetidae

Orden: Hypocreales

Familia: Nectriaceae

Género: *Fusarium*

Especie: ***Fusarium sp.*** (Index Fungorum , s.f.).

Este hongo ataca un amplio número de cultivos. Entre los cultivos se mencionan: Begonia, Brómela, Dahlia, Gerbera, Eustoma, Hibiscus, Cyclamen, Lisianthus, Ranunculus, Cordiline, Dracaena y Yucca (OIRSA , 2005).

Los síntomas comienzan con un cambio de color de las hojas más viejas, caracterizadas por un amarillamiento de un solo lado de la hoja o de la rama, las cuales luego se marchitan y mueren. Las hojas son pequeñas, de consistencia dura o más engrosada, siendo más pronunciados los síntomas en hojas viejas. Finalmente toda la planta se ve enana. Los tejidos internos se tornan de color café-rojizo, daño que se extiende hacia la parte superior de la planta. Esta coloración es fácil de observar cuando se corta una rama del tallo principal o cuando se corta el tallo en forma diagonal (OIRSA , 2005).

Phomopsis sp.

Clasificación taxonómica

Reino: Fungi

Phyllum: Ascomycota

Subdivisión: Pezizomycotina

Clase: Sordariomycetes

Subclase: Sordariomycetidae

Orden: Diaporthales

Familia: Diaporthaceae

Género: *Phomopsis*

Especie: ***Phomopsis sp.*** (Index Fungorum , s.f.)

Picnidio oscuro, ostiolado, inmerso, casi globosa; conidióforos simples; hialina conidios de una celda, ovoide a cilíndrica: parasitaria en las hojas, (Barnett & Hunter, 1972). Los hongos *Phomopsis* también son conocidos por infectar arbustos ornamentales y plantas perennes con flores que causan necrosis de la hoja y tallo chancro (Tsantrizos, 1995).

Síntomas en ramillos y ramas leñosas, presencia de hojas de color pardo-rojizo como pequeños (fogonazos), permaneciendo prendidas en la planta durante bastante tiempo. La caída de hojas, favorecida por el viento, permite observar la muerte basípeta de los ramillos portadores, abundantes tras infecciones reiteradas, dando lugar a una configuración muy asimétrica de las copas. Internamente, las ramas infectadas presentan decoloraciones rojizas del leño en distribución sectorizada y correspondiéndose con la inserción del ramillo o ramillos muertos. Los canchros son visibles especialmente en la corteza de los ramillos jóvenes, que presenta alteraciones en la coloración con clara delimitación del avance de la enfermedad, resquebrajaduras, hinchazones o depresiones. Los síntomas en los brotes se producen en primavera, poco después de la nueva brotación de las hojas. El conjunto del brote constituido por hojas tiernas de pequeño tamaño ennegrece súbitamente quedando con un aspecto (chamuscado). Los brotes así muertos permanecen prendidos durante bastante tiempo, incluso hasta la siguiente estación vegetativa (Muñoz López, Pérez Forte, Cobos Suárez , Hernández Alonso, & Sánchez Peña , 2011).

Macrophoma sp.

Clasificación taxonómica

Reino: Fungi

Phyllum: Ascomycota

Clase: Dothideomycetes

Orden: Botryisphaerales

Familia: Botryisphaeriaceae

Género: *Macrophoma* (Index Fungorum , s.f.)

Picnido oscuro, ostiolado, globoso; conidióforos simples, cortos o alargados; hialina conidios, de una celda, más de 15 micras de largo, ovoide a elipsoide en términos generales; parasitaria puede ser una etapa en el desarrollo de Botryodiplodia (Barnett & Hunter, 1972).

Hospederos begonias, coleus blumei benth, cordatum (araceae), filodendron, *Philodendron spp.* (araceae), macadamia, *Macadamia integrifolia* maiden & betche (proteaceae), orquídeas, (orchidaceae) *Angraecoides spp.*, *Cattleya spp.*, *Cymbidium spp.*, *Dendrobium spp.*, *Miltonia spp.*, *Odontoglossum spp.*, *Oncidium spp.*, *Paphiopedilum spp.*, *Phalaenopsis spp.*, *Vanda spp.* y otras palmas ornamentales (arecaceae), rosa, *Rosa spp.* (rosaceae) (Villalobos C., Cárdenas D., & Cordero S., 2009).

Stemphylium sp.

Clasificación taxonómica

Reino: Fungi

Hongos Mitospóricos

División: Eumycota

Subdivisión: Deuteromycotina

Clase: Hyphomycetes

Género: Stemphylium

Especie: ***Stemphylium sp.*** (Melgarejo Nárdiz, y otros, 2008)

Forma de colonias de color gris o marrón grisáceo. Los conidióforos, de color marrón pálido, contienen conidias oblongas, apuntadas en el ápice, redondeadas en la base, con septos transversales (3-6); de color marrón pálido a marrón dorado, que miden 35-55 x 18-28 um. Sintomatología: causa un punteado gris en las hojas de la planta infectada, con un contorno amarillo que, en ocasiones, se vuelve necrótico. Las masas de conidióforos se forman en los bordes de la mancha, en ambos lados de la hoja (Melgarejo Nárdiz, y otros, 2008).

Hendersonia sp.

Clasificación taxonómica

Reino: Fungi

Hongos Mitospóricos

División: Eumycota

Subdivisión: Deuteromycotina

Clase: Coelomycetes

Género: Hendersonia

Especie: ***Hendersonia sp.*** (Melgarejo Nárdiz, y otros, 2008)

Picnidios oscuros, separados, globosos, ostiolados, sumergido, generalmente erumpentes; oscuro conidios, varias celdas; saprófitos o parásito, (Barnett & Hunter, 1972). Sintomatología: provoca daños en hojas en plantaciones, consistentes en

manchas oceladas de color vinoso y centro claro; el parénquima aparece desorganizado (Rupérez & Muñoz , 1980).

Diplodina sp.

Clasificación taxonómica

Reino: Fungi

División: Ascomycota

Subdivisión: Pezizomycotina

Clase: Sordariomycetes

Subclase: Sordariomycetidae

Orden: Diaporthales

Familia: Gnomoniaceae

Género: Diplodina

Especie: ***Diplodina sp.*** (Index Fungorum , s.f.).

Picnidios negros, oro, sumergido, de forma globosa aplanada, ostiolado; conidióforos simples y delgados; hialina conidios, de 2 celdas, ovoide o elipsoide; parasitaria o saprófitos; Ascochyta similar pero no producido en puntos, (Barnett & Hunter, 1972). Sintomatología: Comienza causando lesiones de color pardo en la base del tallo que pueden anillar totalmente el tallo y causar la marchitez de la planta, amarilleo de hojas y desarrollo de raíces adventicias por encima de la lesión (Melgarejo Nárdiz, y otros, 2008).

Capnodium sp.

Clasificación taxonómica

Reino: Fungi

Phylum: Ascomycota

Clase Dothideomycetes

Subclase: Dothideomycetidae

Orden: Capnodiales

Familia: Capnodiaceae

Género: Capnodium

Especie: ***Capnodium sp.*** (Global Biodiversity Information Facility , 2015).

Las fumaginas sólo se desarrollan sobre eyecciones azucaradas, por lo tanto su ciclo inicia cuando estas sustancias existen, y termina cuando agotan todos los nutrientes que brinda dichas sustancias (Bermúdez , 2004).

Las hifas miceliarias, septadas y ramificadas, forman unas costras de color negro y aspecto aterciopelado, que se separan fácilmente del substrato. Ascomas diminutos, de 60-70 um de diámetro, globosos. Ascosporas de 36-45 x 9-16 um, claviformes, sésiles, octosporicas, con las ascosporas irregularmente biseriadas. No hay material interascal. Ascosporas de 13-17 x 4-5 um (media: 15,5 x 4,2 um), elíptico-fusiformes,

de extremos redondeados, con 3 septos transversales, ligeramente constrictas en los septos e hialinas (Sierra López , 2006).

Los síntomas se presentan en hojas, flores y frutos, donde no se permite el desarrollo de frutos los cuales se secan y caen, sus hojas disminuyen la función fotosintética. El signo que presenta en una capa negra debido a la abundancia de micelio, esporas y conidios las estructuras forman agrupaciones o fructificaciones, en las hojas se dan en la parte superior de las mismas (De La Cruz García, 2013).

Coniothyrium sp.

Clasificación taxonómica

Reino: Fungi

Hongos Mitospóricos

División: Eumycota

Subdivisión: Deuteromycotina

Clase: Coelomycetes

Género: *Coniothyrium* (Melgarejo Nárdiz, y otros, 2008).

Micelio inmerso, septado, marrón, o hialino, ramificado. Picnidios globosos, marrones, uniloculares, de paredes gruesas, con ostiolos circulares centrales. Conidióforos ausentes. Células conidiógenas holoblásticas, anelídicas, cilíndricas, hialinas a marrón claro. Conidias marrones, de paredes gruesas, con uno o ningún tabique, verrugosas, de ápices obtusos, bases truncadas y cilíndricas. La sintomatología es necrosis en hojas (Melgarejo Nárdiz, y otros, 2008).

Rosellinia sp.

Clasificación taxonómica

Reino: Fungi

Phylum: Ascomycota

División: Eumycota

Subdivisión: Ascomycotina

Clase: Pyrenomycetes

Género: *Rosellinia*

Especie: ***Rosellinia sp.*** (Melgarejo Nárdiz, y otros, 2008).

Teleomorfo: se produce muy raramente en la naturaleza. Peritecios globosos y negros, densamente agrupados. Ascas cilíndricas que contienen ocho esporas. Ascosporas de color marrón oscuro, fusiforme, de 30-50 x 5-8 um. Anamorfo: el micelio se caracteriza porque las células sufren una ligera dilatación en torno a los septos. Conidias producidas en sinemas, solitarias, hialinas a marrón pálido y de forma ovoide a elipsoide, de 3-4,5 x 2-2,5 um. (Melgarejo Nárdiz, y otros, 2008).

Sintomatología: causa podredumbre de cuello y raíz. Las zonas afectadas se cubren de un micelio lanoso. No coloniza tejidos lignificados. Causa la muerte

progresiva y disminución de crecimiento de la planta que parasita. Puede causar una marchitez súbita de la planta en períodos de estrés hídrico (Melgarejo Nárdiz, y otros, 2008).

Curvularia sp.

Clasificación taxonómica

Reino: Fungi

Hongos: Mitospóricos

División: Eumycota

Subdivisión: Deuteromycotina

Clase: Hyphomycetes

Género: *Curvularia*

Especie: ***Curvularia sp.*** (Melgarejo Nárdiz, y otros, 2008).

Conidióforos erectos, pigmentados, geniculados desde elongaciones simpódicas, produciendo conidias simple a través de poros conspicuos. Conidias de pared lisa, de 23-38 x 12-16 um en su parte más gruesa, generalmente con tres tabiques transversales, casi siempre curvadas en su tercera célula contando desde la base, que generalmente es de mayor tamaño que el resto de células. Las células de los extremos son subhialinas a marrón pálido, mientras que la tercera célula suele ser la más oscura (Melgarejo Nárdiz, y otros, 2008).

Sintomatología: sobre las escamas del corno se observan manchas y rayas alargadas de color marrón claro a oscuro, manchas que se corresponden con lesiones de forma irregular y de color negruzco en la superficie del corno y que a veces penetran al interior. Las yemas, sobre todo en la parte baja del corno, suelen aparecer bordeadas por una mancha de color oscuro. Durante el almacenamiento, estas manchas continúan desarrollándose y los tejidos enfermos se endurecen con la característica de que suelen llegar a separarse de los tejidos sanos, lo que hace que sólo en muy raras ocasiones los cormos se necrosen totalmente (Melgarejo Nárdiz, y otros, 2008).

Lasiodiplodia theobromae

Clasificación taxonómica

Reino: Fungi

División: Ascomycota

Subdivisión: Pezizomycotina

Clase: Dothideomycetes

Subclase: Incertae sedis

Orden: Botryosphaeraiales

Familia: Botryosphaeriaceae

Género: *Lasiodiplodia*

Especie: *theobromae* (Index Fungorum , s.f.).

Esta enfermedad, aunque probablemente adquirida en el campo durante la cosecha, sólo se manifiesta en forma evidente en tubérculos almacenados. Es una de las enfermedades más importantes de poscosecha, porque destruye íntegramente el tubérculo en poco tiempo. La enfermedad se ha encontrado en muestras que provienen de los departamentos de Junín y Pasco (Ames de Icochea, 1997).

Los Tubérculos recién cosechados presentan lesiones muy pequeñas, como pecas, de 1 mm de diámetro, que a veces pasan inadvertidas, o un ligero oscurecimiento de la parte que ha sido separada de la planta madre. Estos tubérculos, después de permanecer almacenados durante unos días muestran lesiones hundidas, semiblandas y de color chocolate, o una lesión deprimida que avanza a partir del extremo del estolón. Cualquiera que sea la vía de infección, si el tubérculo permanece en el almacén el tiempo suficiente, se endurece, se momifica y se arruga, tomando finalmente una coloración marrón, casi negra en la superficie del tejido afectado se observan a menudo concrecencias de color negro brillante que irrumpen a través del peridermo. Se trata de picnidios estromáticos que generalmente llevan sus conidias agrupadas en forma de globos transparentes en la parte superior del ostiolo. En estados avanzados de pudrición, el tubérculo se recubre de un polvillo negro constituido por las conidias maduras del agente causal. Cuando se cortan los tubérculos afectados, se observa el tejido ennegrecido, semihúmedo, de consistencia dura, del mismo que emana un olor acre característico (Ames de Icochea, 1997).

Kutilakesa sp.

Clasificación taxonómica

Reino Fungi

Phylum: Ascomycota

Clase: Dothideomycetes

Subclase: Dothideomycetidae

Orden: Incertae sedis

Familia: Incertae sedis

Género: *Kutilakesa*

Especie: ***Kutilakesa sp.*** (Center for Invasive Species and Ecosystem Health , 2010)

Signos y síntomas: Agallas en tallos de croton son grandes, sub-esférica, acorchamiento, áreas ásperas hasta 5 cm encuentran en tallos en las zonas donde se han eliminado esquejes. Las agallas también se encuentran en pecíolos y hojas. Tejido herido parece ser un requisito para la infección por ***Kutilakesa pironii*** (Alfieri, Schoulties, & El-Gholl, 1980).

Errumpentes esporodoquios, pálido verde oliva, en forma de cojín; similar a ***kutilakesa opsis*** pero se diferencia por tener mayor conidias de dos celdas; perfecto estado es *Nectriella* (Horst K. R., 2001).

Pestalotia sp.

Clasificación taxonómica

Reino: Fungi

División: Ascomycota

Clase: Sordariomycetes

Subclase: Xylariomycetidae

Orden: Xylariales

Familia: Amphisphaeriaceae

Género: *Pestalotia*

Especie: ***Pestalotia sp.*** (Index Fungorum , s.f.).

Desarrollo de la enfermedad por *Pestalotiopsis* puede limitarse sólo a la lámina de la hoja (folletos o segmentos de la hoja) o sólo el pecíolo y raquis; o, se puede desarrollar en ambos tejidos al mismo tiempo. Spots comenzarán como muy pequeñas manchas amarillas, marrones o negras. Si la enfermedad se limita, las manchas no pueden ser más de 1/4 pulgada de tamaño. En condiciones ambientales óptimas, las manchas pueden ampliar y aumentar en número hasta que se fusionan (se unen) para formar un tizón de la hoja o el tizón raquis (mayor área de tejido afectado). A menudo, las manchas se vuelven de color grisáceo que se indica en negro. El mismo tipo de lesiones se produce en el pecíolo o raquis de la palma. Uno puede incluso ver las lesiones se producen en las espinas de las hojas (Elliot, 2015).

Oscuro acérvulos discoide o en forma de cojín, subepidérmico; conidióforos cortos, simples; oscuro conidios de varias celdas, las puntas o extremos hialinos, células extremo puntiagudo, elipsoide, con dos o más hialina, apéndices apicales; parasítico, (Barnett & Hunter, 1972).

Verticillium sp.

Clasificación taxonómica

Reino: Fungi

División: Ascomycota

Subdivisión: Pezizomycotina

Clase: Sordariomycetes

Subclase: Hypocreomycetidae

Familia: Plectosphaerellaceae

Género: *Verticillium*

Especie: ***Verticillium sp.*** (Index Fungorum , s.f.).

Los microesclerocios son estimulados a germinar por exudados de las raíces tanto de plantas hospedantes como no hospedantes, las hifas producidos por éstos pueden penetrar la raíz a través de heridas ocasionadas por insectos, nematodos o directamente. El hongo penetra la raíz en la zona de alargamiento y coloniza la corteza. Desde la corteza, las hifas invaden los vasos del xilema donde forman conidios. La colonización vascular ocurre cuando los conidios son transportados con

la savia ascendente. Debido a los materiales fúngicos y productos de defensa producidos por el hospedante, como son tilosas (crecimiento de células del parénquima adyacentes a vasos del xilema) y goma, el sistema vascular es bloqueado, evitando que el agua llegue a las partes superiores de la planta. La obstrucción vascular ocasiona que tanto hojas como tallos, comiencen a exhibir síntomas de marchitez y clorosis. Conforme las plantas enfermas envejecen, el hongo produce microesclerocios que son liberados en el suelo con la descomposición de residuos vegetales. El hongo sobrevive durante muchos años en esta forma latente o como micelio o conidios en el sistema vascular de plantas perennes (Koike, 2008).

Corynespora sp.

Clasificación taxonómica

Reino: Fungi

Phylum: Ascomycota

Clase: Dothideomycetes

Subclase: Pleosporomycetidae

Orden: Pleosporales

Familia: Corynesporascaceae

Género: *Corynespora* (Index Fungorum , s.f.).

Ciclo de la infección primaria, lo primero es la supervivencia, luego la producción de inóculo primario, este realiza la dispersión del inóculo primario y por último la infección y Colonización con la producción de estructuras de supervivencia, en el ciclo de infección secundaria comienza con la infección, luego la colonización, aquí comienza con los síntomas, luego comienza con la producción de inóculo secundario para terminar con la dispersión del inóculo secundario. (Fulmer, 2009).

Agente del atizonamiento foliar o mancha anillada y lesiones en tallos y podredumbre de semillas Conidióforos rectos, tabicados, largos, no ramificados de color castaño oscuro, que se originan de una célula de base hinchada con el ápice de crecimiento algo más claro, con cicatriz conidial marcada. Los conidios son lisos, coloreados de castaño oliváceo y de forma variable al igual que su tamaño, aunque generalmente son muy grandes (8-20 μ x 130-220 μ); y se originan ya sea solitarios o en cadenas, aproximadamente cilíndricos, rectos o ligeramente curvados, con base hinchada e hilum marcado. Se adelgazan y aclaran hacia el ápice. Poseen numerosos pseudo septos que también pueden ser rectos o ligeramente curvos. (Cabrera , Cúndom, Gutiérrez , & Álvarez , 2006)

Ha sido registrada en numerosas plantas ornamentales como *Aphelandra squarrosa* Ness., *Aeschynantus pulcher*, *Ficus benjamina*, *Columnnea spp.*, *Saintpaulia ionantha*. (Sandoval Ramírez , Estrada , Bonilla , & Carmenate, 2003).

Puccinia tillandsiae

Clasificación taxonómica

Reyno: Fungi

Phylum: Basidiomycota

Clase: Pucciniomycetes

Orden: Pucciniales

Familia: Pucciniaceae

Género: Puccinia

Epíteto específico: *tillandsiae* (Vanvalkenburgh & Pollack , 2013).

Es una especie heteroica, es decir, que necesita la presencia de una planta intermedia (Huésped secundario) para que el parasito pueda completar las distintas fases de su ciclo biológico (Union Europea, s.f.). Los síntomas de ***P. tillandsiae***. Son a diferencia de muchas otras royas en que errumpentes típico "-óxido como" soros no siempre desarrollan. El soros se originan entre los haces vasculares y desarrollar hacia el exterior, a veces empujando a través de los gruesos epidermis de la hoja. En otras ocasiones, sin embargo, una pústula no desarrollar, y los síntomas son pequeñas bronceado de manchas foliares marrones que son más fácilmente visto con iluminación posterior. Hospederos de esta roya es la familia Bromeliaceae (McRitchie & Burnett, 1981).

Gibberella sp.

Clasificación taxonómica

Reino: Fungi

División: Ascomycota

Subdivisión: Pezizomycotina

Clase: Sordariomycetes

Subclase: Hypocreomycetidae

Orden: Hypocreales

Familia: Nectriaceae

Género: Gibberella

Especie: ***Gibberella sp.*** (Index Fungorum , s.f.).

El ciclo de ***Giberella sp.*** se ve de la siguiente manera, en la fase asexual se basa en la producción de esporas llamadas conidias, luego las hifas haploides que producen más conidias. Ascogonio, estructura reproductiva femenina que emite un tricogino que busca el anteridio, anteridio, estructura reproductiva masculina, fusión de citoplasmas y el anteridio arroja sus núcleos en el ascogonio, desarrollo de hifas dicarióticas en el ascogonio que dan lugar a los ascos, gancho (crozier), que conforma la célula madre del asco en la cual se da la cariogamia, meiosis dentro del asco en proceso de crecimiento que produce 4 células haploides, las cuales experimentan mitosis y generan 8 ascosporas dentro del asco maduro. Las esporas son liberadas, para luego germinar formando hifas. Nectricaceae es una familia de hongos en el orden Hypocreales, dentro de los géneros que presenta, en este caso se

hace referencia a *Gibberella*, que ocasiona daños en raíz , tallo y fruto. Es un hongo que presenta septos; es decir; presenta un micelio tabicado, que no tienen células flageladas. Estas presentan un ascocarpo (cuerpo de multiplicación de un hongo Ascomycete) que está conformado por un conjunto de hifas entrelazadas y muy estrechas que se asemejan a un tejido (plecténquima) y que han perdido su individualidad (pseudoparénquima) en forma que se asemeja a una pera por lo que se le denomina Peritecio, pues éste está dentro de un estroma bien desarrollado (estructura fúngica somática compacta en la que se forman en este caso peritecios). Sus hospederos son muchos cultivos de importancia económica. (Garavito Blanco, Meza Martínez, Salgado Martínez, & Villalba Soto, 2014)

Cercospora sp.

Clasificación taxonómica

Reino: Fungi

División: Ascomycota

Subdivisión: Pezizomycotina

Clase: Dothideomycetes

Subclase: Dothideomycetidae

Orden: Capnodiales

Familia: Mycosphaerellaceae

Género: *Cercospora*

Especie: ***Cercospora sp.*** (Index Fungorum , s.f.)

Es un hongo que provoca las enfermedades más comunes en ornamentales. Ataca cultivos como *Dracaena*, *Ficus*, *Peperomia*, *Cordyline*, *Genarios*, *Clavel*, *Hydrangeas*, *Impatiens*, *Dahlia*, *Euphorbia*, *Pelargonium*, *Yucca* y otras. Las lesiones casi siempre se mantienen pequeñas, aisladas, pálidas al centro con un borde pigmentado usualmente de color purpúreo, rojizo o marrón oscuro. Alta humedad relativa y temperatura entre 20-26°C favorecen la enfermedad (OIRSA , 2005).

Los conidióforos oscuro, simple, que surge en racimos y de ruptura de tejido de la hoja, teniendo conidios sucesivamente sobre los nuevos consejos de cultivo; conidios (sympodulospores) hialina u oscuro, filiformes (scoleospores), varios de celdas; parásitos de plantas superiores, comúnmente causan manchas foliares (Barnett & Hunter, 1972)

Helminthosporium sp.

Clasificación taxonómica

Reino: Fungi

División: Ascomycota

Subdivisión: Pezizomycotina

Clase: Dothideomycetes

Subclase: Pleosporomycetidae

Orden: Pleosporales

Familia: Massarinaceae
Género: Helminthosporium
Especie: *Helminthosporium sp.* (Index Fungorum , s.f.).

Presentan conidios obclavados a obclavados rostrados, rectos o curvos, subhialinos a marrón, con distoseptos transversales, lisos y redondeados a truncados en la base, mostrando un hilum o cicatriz conspicua oscura. (Cardona & González , 2006).

Las lesiones iniciales son milimétrica, agua, empapado y clorótico. Son circular (1 a 3 mm de diámetro) para elíptica. Manchas individuales se vuelven hundidos con centros marrones y con frecuencia tienen un halo amarillo estrecho. En condiciones óptimas, las manchas se fusionan para formar grandes áreas necróticas, causando hojas afectadas a colapsar y colgar inerte en la planta. Esta enfermedad puede ser muy grave en las pequeñas plantas cuando son trasplantados, ya que la herida crea más sitios de infección (Chase , Foliage plant diseases, diagnosis and control , 1997).

Cladosporium sp.

Clasificación taxonómica
Reino: Fungi
División: Ascomycota
Subdivisión: Pezizomycotina
Clase: Dothideomycetes
Subclase: Dothideomycetidae
Orden: Capnodiales
Familia: Cladosporiaceae
Género: Cladosporium
Especie: *Cladosporium sp.* (Index Fungorum , s.f.).

Características. Conidióforos largos, oscuros, rectos, ramificados cerca del ápice, agrupados o simples. Conidias (blatosporas) oscuras, una o dos células, variables en forma y tamaño, ovoides a cilíndricas e irregulares, algunas típicamente en forma de limón, a menudo en cadenas simples o ramificadas acropetalmente (Zapata, 2005).
Sintomatología: Produce la podredumbre de las semillas almacenadas. No es un patógeno de gran virulencia. (Melgarejo Nárdiz, y otros, 2008)

Diplodia sp.

Clasificación taxonómica
Reino: Fungi
División: Ascomycota
Clase: Dothideomycetes
Orden: Botryosphaerales
Familia: Botryosphaeriaceae
Género: Diplodia
Especie: *Diplodia sp.* (Index Fungorum , s.f.).

Solo toma una semana para que en las nuevas hojas infectadas se formen más conidios. Los conidios una vez liberados, son transportados por el viento, el agua de lluvia, instrumentos de poda, insectos, etc. El rango de temperatura favorable para que la infección ocurra es de 12 a 32° C, con óptimo de 27 a 29° C. Manchas de tamaño y forma irregular que van desde el color amarillo hasta el café del tejido muerto, en algunas partes presentándose como una antracnosis y posteriormente secando al tejido, las estructuras son pequeñas pústulas color negro en el centro de cada mancha. Las manchas tienen un margen amarillo angosto (halo clorótico) rodeando toda la lesión. Este patógeno presenta Picnidio y conidios del patógeno (Morales Alamán, 2002). El género *Diplodia*, y su teleomorfo *Botryosphaeria*, son muy polífagos, afectando a numerosas especies vegetales. (Muñoz López, Cobos Suárez, & Martínez Saavedra , 1992)

Gloeosporium sp.

Clasificación taxonómica

Reino: Fungi

Phylum: Ascomycota

Clase: Leotiomycetes

Subclase: Leotiomycetidae

Orden: Helotiales

Familia: Dermateaceae

Género: *Gloeosporium* (Index Fungorum , s.f.).

Las manchas en la verde inmaduras arbusto especias se caracterizan en primer lugar por pequeñas depresiones oscuras. Varios de estos puntos ya sea coalescer y formar una más grande, o un solo punto se agranda gradualmente e invade todo el área de la fruta que como resultado disminuye prematuramente. El acervulo suelen aparecer más tarde, cuando el fruto cae, o dentro de los veinticuatro sis se colocan en la cámara MOLST. La enfermedad no se limita a la fruta sola, pero puede atacar también la licitación follaje y ramitas. Los síntomas en la planta más tarde se que semejan a un tanto de la lesión debido al fuego bacteriano de brotes jóvenes de manzana, con la diferencia, sin embargo, que en el monte de la especie de la enfermedad parece limitarse a las partes tiernas de la planta, pero fácilmente se desarrollan dentro de veinticuatro horas cuando se coloca en una cámara húmeda. Un cultivo puro de la *Gloeosporium* se puede obtener fácilmente a partir de las dos hojas infectadas y tallos del arbusto especias esterilizando primero la superficie, los bits de colocación de tejido en placas de agar (Taubenhaus, 2010).

Marssonina sp.

Reino: Fungi

División: Ascomycota

Clase: Leotiomycetes

Subdivisión: Leotiomycetidae

Orden: Helotiales

Familia: Dermateaceae
Género: Marsonina
Especie: *Marsonina sp.* (Index Fungorum , s.f.).

El hongo presenta tres fases; una sexual y dos asexuadas; la forma sexual, denominada *Drepanopeziza punctiformis*, presenta unos apotecios sobre las hojas de 100-200 micras, que contienen ascas de 90-115 micras de longitud por 11-14 micras de ancho, dentro de las cuales están las ascosporas, que miden 10-14 micras de longitud por 3-6 de anchura. Esta forma madura durante el invierno en las hojas caídas al suelo, en primavera diseminan las ascosporas, para producir una primera infección. La forma asexuada 1, también denominada forma imperfecta, da lugar a la liberación de conidios procedentes de ramillos tiernos atacados el año anterior. En el caso de la forma asexuada 2 produce acérvulos en las hojas, que miden de 210 a 400 micras, en un primer momento son en forma de manchitas amarillentas y posteriormente, presentan en el centro una manchita gris o blanquecina mucilaginosa, la cual, liberará los conidios, que tienen forma de pera y son bicelulares; reinfectando los chopos a lo largo del periodo vegetativo. La forma de conservación invernal más típica es en forma de pequeños estromas en el interior de los tejidos de las hojas caídas o en forma de acérvulos sobre brotes apicales del año anterior. Cuando las temperaturas medias rebasan los 8° C durante 7-15 días y existe en ese periodo una pluviometría superior a los 10 mm/m² se inicia la producción y germinación de conidios. (Bernal , 2011).

F CHROMYSTAS O STRAMINIPILES

Oomycetos

Phytophthora sp.

Clasificación taxonómica
Reino: Heterokontae
Phylum: Oomycota
Clase: Oomycotea
Orden: Peronosporales
Género: Phytophthora (Taxa Of Life , 2009).

El género *Phytophthora* está estrechamente relacionado al género *Pythium*, y los dos géneros se clasifican en la familia Pythiaceae, llamada así debido a que el género *Pythium* fue descrito primero. Ambos géneros son moldes de agua, y, como su nombre lo indica, ambos son ecológicamente favorecidos por el agua libre en el suelo y en el follaje. El género *Pythium* incluye muchas especies que son patógenos de plantas, así como algunos que son parásitos de algunas especies de *Phytophthora* (Donald & Ribeiro, 1996).

Phytophthora son hongos que viven en el suelo y pueden desarrollar formas de resistencia a las condiciones adversas en él. El agua que empapa el suelo, procedente

de riego o de lluvia, favorece la germinación de estas estructuras, que pueden producir, entre otras, esporas flageladas móviles capaces de desplazarse por el agua (zoosporas) y germinar y penetrar en los tejidos de las plantas (raíces, troncos, frutos). Los que aquí se mencionan son parásitos radiculares que producen lesiones en los pelos absorbentes y también, a través de ellos, de las lenticelas y de heridas o fisuras, alcanzan la corteza del cuello de la planta y producen el cancro (Quintana , 2005).

Las lesiones reiteradas en las raicillas pueden llegar a producir el debilitamiento del ejemplar por pérdida de masa radicular. Este debilitamiento se traduce en defoliación progresiva, crecimiento escaso, en general, aspecto de poco vigor en la planta. Cuando la pérdida de pelos absorbentes es muy grande y no hay regeneración natural o inducida por ciertos compuestos químicos, el vegetal no puede absorber el agua y colapsa de forma repentina (Quintana , 2005).

El rango de hospedadores para estos hongos puede ser extraordinariamente amplio: *P. cinnamomi* tiene descritos más de 950 hospedadores, entre los que se encuentran acacias (Acacia sp.), arces (Acer sp.) abedules (Betula sp.), camelias (Camellia sp.) espliegos y romero (Lavandula sp.), magnolias (Magnolia sp.), laureles (Laurus sp.), plátano de sombra (Platanus sp. e híbridos), *Prunus sp.*, perales (Pyrus sp.), *Quercus sp.*, robinias (Robinia sp.) rodendros y azaleas (Rhododendron sp.), lilos (Syringa sp.), *Chamaecyparis sp.*, *Cupressocyparis sp.*, cipreses (Cupresus sp.), enebros y sabinas (Juniperus sp.), *Picea sp.* y pinos (Pinus sp.), por nombrar solo algunas de nuestras especies ornamentales; es además uno de los agentes implicados en el complejo conocido como la “seca de encinas y alcornoques” en España. Por su parte, se conocen hasta 200 hospedadores de *P. cactorum* (Quintana , 2005).

Pythium sp.

Clasificación taxonómica

Reino: Heterokontae

Phylum: Oomycota

Clase: Oomycotea

Orden: Peronosporales (Taxa Of Life , 2009).

Las especies del género *Pythium* producen marchitez foliar o muerte de cuello y raíces cuando las temperaturas son cálidas y van acompañadas de una humedad ambiental elevada y persistente (algo frecuente en praderas muy regadas). Los síntomas iniciales son pequeños rodales (de 2 a 10 cm de diámetro) de hierba de color verde pálido de crecimiento ralentizado; en Primavera y Otoño, si estos síntomas se agravan, puede aparecer la hierba muerta, y el hongo se propagará rápidamente formando grandes rodales de pradera seca y de color pardo grasiento; en condiciones favorables se observará un micelio algodonoso azulado. Como en el caso anterior las praderas regadas con frecuencia, abonadas con desequilibrio, muy segadas y poco aireadas son más vulnerables frente a estos agentes (Quintana , 2005).

H ALGAS

Usualmente se sabe que las algas de las algas usualmente son habitantes de ambientes acuícolas, mas sin embargo dos familias de la división Chlorophyta, (Viridiplantae: Chlorophyta: Chlorophyceae y Ulvophyceae) tienen especies que desarrollan fuera del agua, ya sea sobre superficies o bien sobre plantas, algunas de forma epifita y otras como parasitas.

De la familia Ulvophyceae, el orden Trentepohliales tiene una familia, Trentepohliaceae con seis géneros. Estas crecen en suelo húmedo, rocas, edificios, corteza de árbol, hojas, tallos y frutos. (López-Bautista, J. M., Waters D. A, y Chapman R. L. 2015). A esta familia pertenecen las especies *Cephaleuros virescens* y *Trentepohlia sp.*, la primera holoparasita y la segunda epifita. (López-Bautista, Waters D. A, y Chapman R. L. 2015).

La importancia económica de la Trentepohliales puede ser tanto positiva como negativa. Los factores negativos son daños a los edificios y las plantas de importancia económica, son responsables de la degradación progresiva mecánica de los edificios, o biodeterioro especialmente en zonas tropicales con condiciones de alta humedad, los daños a edificios por *Trentepohlia* se consideran un problema grave y se utilizan biocidas para el control. (López-Bautista, Waters D. A, y Chapman R. L. 2015). En el caso de *Cephaleuros* es común en hojas de especies de importancia económica como *Camellia sinensis*, *Piper nigrum*, *Coffea arabica*, *Elaeis guineensis*, *Persea americana*, *Vanilla planifolia*, *Psidium guajava*, *Theobroma cacao*, *Citrus spp.* entre otros. *Cephaleuros* puede causar la muerte (necrosis) de las células justo debajo de los talos de algas y dañan las plantas hospedantes. Infecciones *Cephaleuros* en las plantas de té y café se han llamado "óxido rojo". Según (Marlatt & Alfieri Jr., 1981) en florida se ha detectado afectando a 165 especies de plantas incluidas hiedra y crotón entre las que fueron sujeto de estudio de este proyecto.

Trentepohlia ha sido citada en algunas investigaciones como presente sobre algunas especies de plantas, mas sin embargo por considerarse epifita no se le ha dado mayor relevancia aunque si se le reporta cubriendo la superficie foliar (Brooks, 2004). López-Bautista, Waters D. A, y Chapman R. L. 2015 y (Lin, Lin, & Wu, 2012) La refieren también creciendo sobre hojas, ramas y frutos de plantas vasculares.

Del genero *Chloroidium sp.*, la cual anteriormente se clasificaba como *Chlorella sp.*, (Darienکو , y otros, 2010) se han hecho varios estudios en el mundo debido a que esta alga se presenta muchas veces dentro de invernaderos, en jardines sobre rocas y cuando las condiciones son de baja luminosidad y alta humedad relativa formando películas verdes sobre las superficies (Lin, Lin, & Wu, 2012)

PARTE III

3 RESULTADOS

3.1 Discusión de Resultados

3.1.1 Obtención de muestras y análisis realizados por unidad productiva

Se visitaron y muestrearon 20 unidades productivas en dos rondas de muestreo, la primera en época seca de enero a mayo y la segunda en época lluviosa, de junio a octubre, tratando de obtener las plagas que se manifiestan en cada una de las condiciones climáticas, aunque la mayoría de cultivos es bajo condiciones protegidas, la relación de la humedad relativa y la temperatura favorece el desarrollo de alguna plagas clásicas de época seco y de época lluviosa. En el cuadro 2 se describen las áreas de producción visitadas la posición geográfica y a altura en msnm de cada unidad productiva ordenadas en orden alfabético.

De las muestras obtenidas de los seis cultivos en las 20 unidades productivas se realizaron 1731 analisis de laboratorio, los que se resumen de la siguiente manera: Fitopatológico para hongos, chromystas y bacterias 579 análisis, nematodos de suelos y raíces 964 análisis, Artropodos y molluscos 188 análisis. En el cuadro 3 se desglosan los análisis realizados por cultivo, tipo de análisis y los subtotales por cultivo el total de análisis realizados. En la figura 6 se muestra el mapa de distribución de las empresas en las distintas regiones del país.

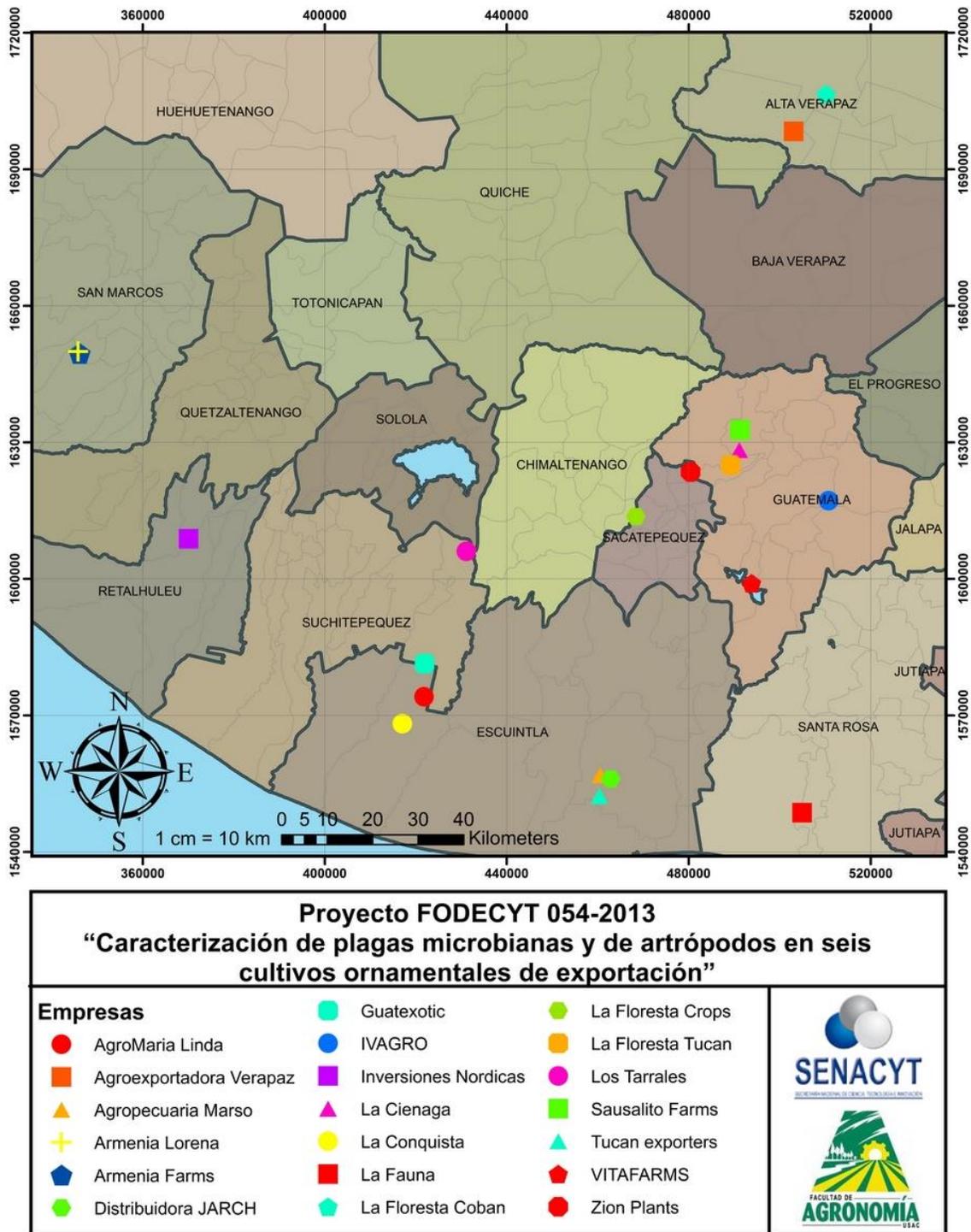
Cuadro 2. Referencia de geoposicionamiento de las unidades productivas muestreadas durante el desarrollo del proyecto.

# de orden	Empresa	N		W		Altitud mnsms
		LN	LO	G	M	
1.	AGRO MARIALINDA, S.A.	14°	14.0600	91	13.45300	70
2.	AGROEXPORTADORA VERAPAZ	15°	21,491	90	28,273	1392
3.	AGROPECUARIA MARSO, S.A.	15°	4,771	90	51,908	47
4.	ARMENIA FARMS	14°	54.7650	91	55.80800	963
5.	ARMENIA LORENA	14°	0.833361	91	0.933055	918
6.	DISTRIBUIDORA JARCH	15°	4,305''	90	50,612	41
7.	GUATEXOTIC	14°	18.0120	91	13.40300	118
8.	INVERSIONES NÓRDICAS	14°	32.7570	91	42.33200	279
9.	IVAGRO, S.A.	14°	37.4870	90	24.00700	1443
10.	QUELETZU S.A./LA CONQUISTA	14°	10.8360	91	16.09300	53
11.	SAUSALITO FARMS	14°	45,918	90	34,835	1597
12.	PLANTAS ORNAMENTALES LOS TARRALES	14°	31.3990	91	8.32900	770

13.	TUCANEXPORTERS/MASAGUA	15°	25,923	90	24,285	1468
14.	CONCEPCION LA CIENAGA	14°	43.5220	90	34.94900	1696
15.	FOLLAJES LA FAUNA	14°	0.307	90	27.26000	48
16.	LA FLORESTA ORNAMENTALES	15°	25,923	90	24,285	1468
17.	FLORESTA CROPS	14°	35.5900	90	47.58800	1793
18.	TUCAN EXPORTERS/LA FLORESTA	15°	41,750	90	35,966	1744
19.	VITAFARMS, S.A.	14°	27.6430	90	33.42500	1203
20.	ZION PLANTS	14°	40.9010	90	40.91100	2132

Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

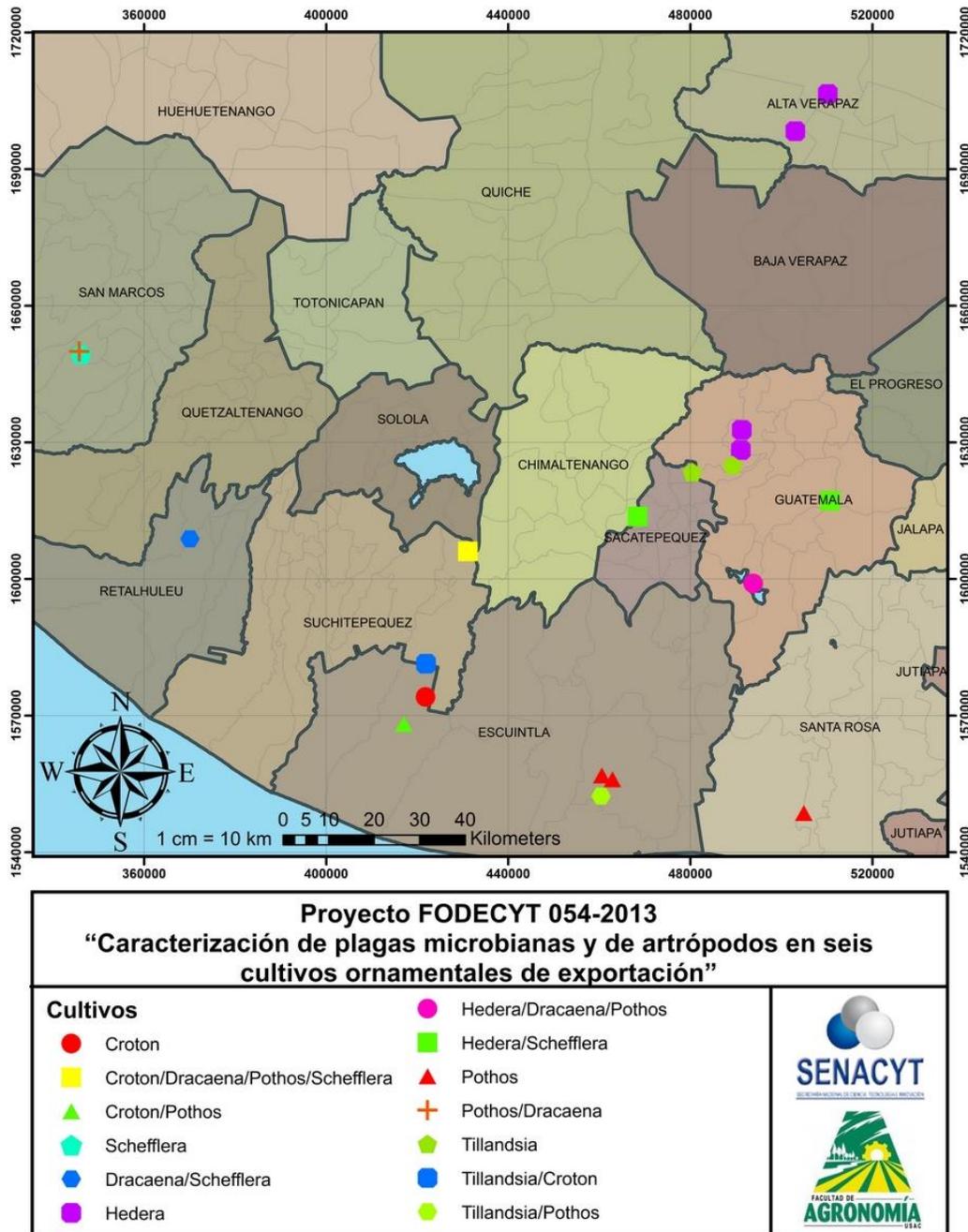
Figura 6. Mapa de distribución de 20 empresas que fueron sujeto de estudio de seis especies de plantas ornamentales en unidades productivas durante el periodo de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

En las 20 unidades productivas se recolectaron 1002 (mil dos) muestras de los seis cultivos bajo estudio, Croton, Schefflera, Tillandsia, Hiedra, Pothos y Dracaena, en la figura 7 se muestra el mapa de distribución de los seis cultivos en las 20 unidades productivas sujetas a estudio en distintas regiones del país.

Figura 7. Mapa de distribución de las de seis especies de plantas ornamentales en unidades productivas ubicados en las 20 empresas bajo estudio durante el periodo de enero a diciembre de 2014.

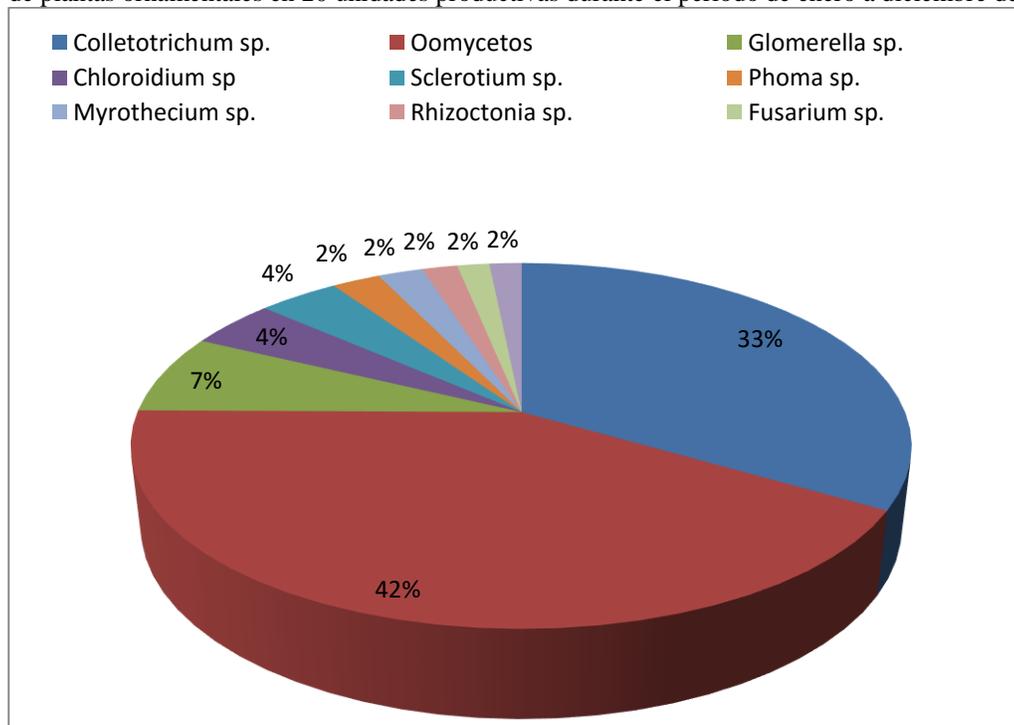


Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

3.1.2 Agentes plaga detectados

Hongos y Cromistas: De todos los análisis realizados se obtuvo que algunos agentes patógenos fueron detectados con mayor frecuencia en todas las localidades y en todos los cultivos, el 42% de las muestras, ellos fueron los Oomycetos de los géneros *Phytophthora* y *Pythium* que prácticamente fueron detectado en los seis cultivos muestreados en las 20 unidades productivas. Otro de los agentes causales mas frecuentemente detectado fue el hongo *Colletotrichum* que junto a su teleomorfo *Glomerella* suman el 40% de detecciones en las muestras. En la figura 8 se muestra la distribución de frecuencias de los agentes patógenos detectados a lo largo del desarrollo del proyecto.

Figura 8. Agentes patógenos con mayor frecuencia de detección a lo largo del estudio de seis especies de plantas ornamentales en 20 unidades productivas durante el periodo de enero a diciembre de 2014.

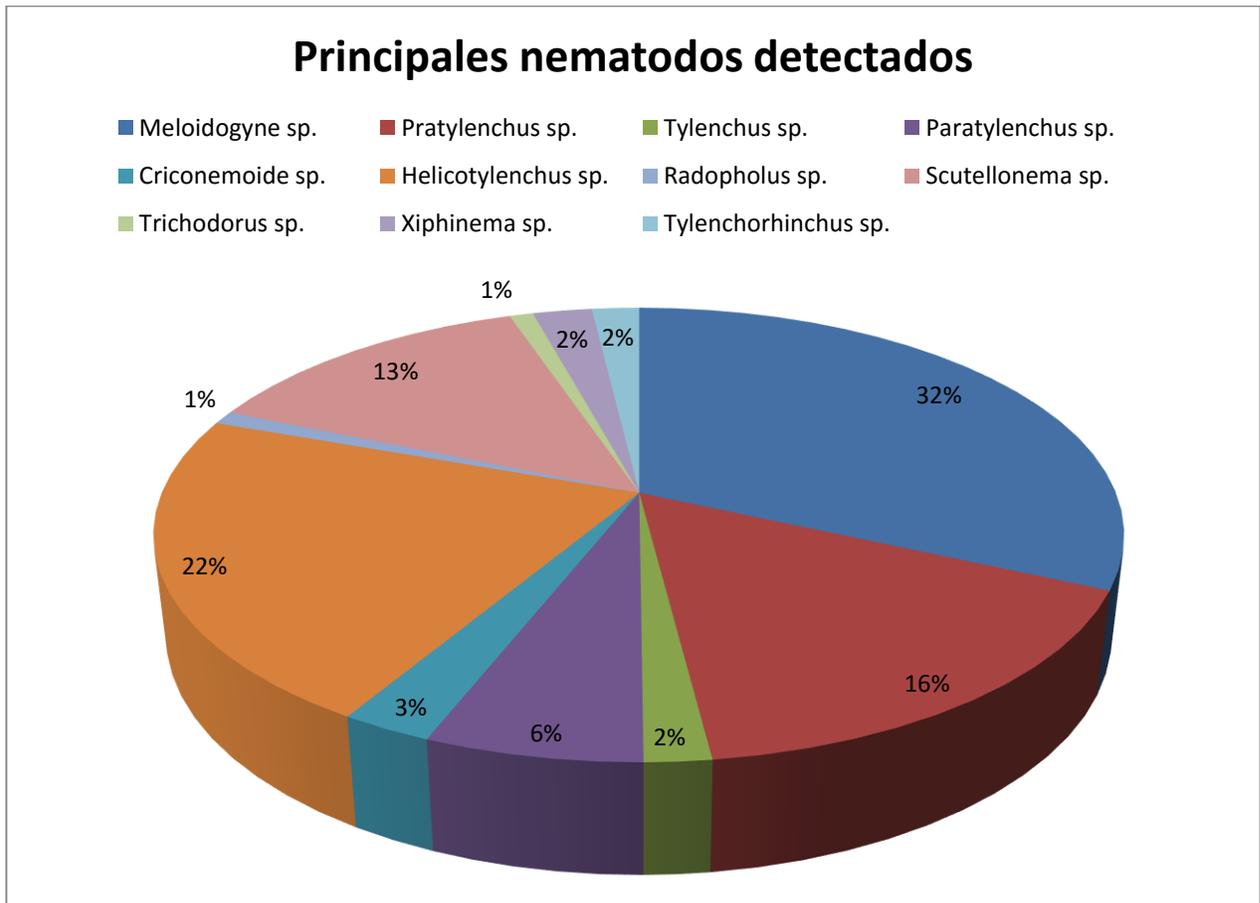


Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Nematodos: En el caso de los nematodos se pudo observar mayor heterogeneidad en la distribución en el total de muestras procesadas, aunque las mayores frecuencias de detección fueron para los géneros *Meloidogyne*, *Helicotylenchus*, *Pratylenchus* y *Scutellonema*. Al estudiar la frecuencia de familias se ve que la mayor abundancia la da la Familia *Hoplolaimidae* a la que pertenecen los géneros *Helicotylenchus* y *Scultellonema* que en conjunto tienen el 37% de frecuencia, lo que los hace los mas comunes en todos los sitios de muestreo. En la figura 9 se muestra la distribución de frecuencia de los géneros de nematodos mas detectados a lo largo del estudio.

En el caso de los géneros *Pratylenchus sp.* y *Radopholus sp.*, ambos de la familia Pratylenchidae, son potencialmente peligrosos el primero por el daño que provocan a los cultivos y el segundo por ser una especie cuarentenada para el estado de California en EEUU y para Comunidad Economica Europea se considera como una plaga cuarentenaria de orden A2 mas sin embargo esta considerando subir de categoría cuarentenaria de tipo A2 a AI según EFSA 2014.

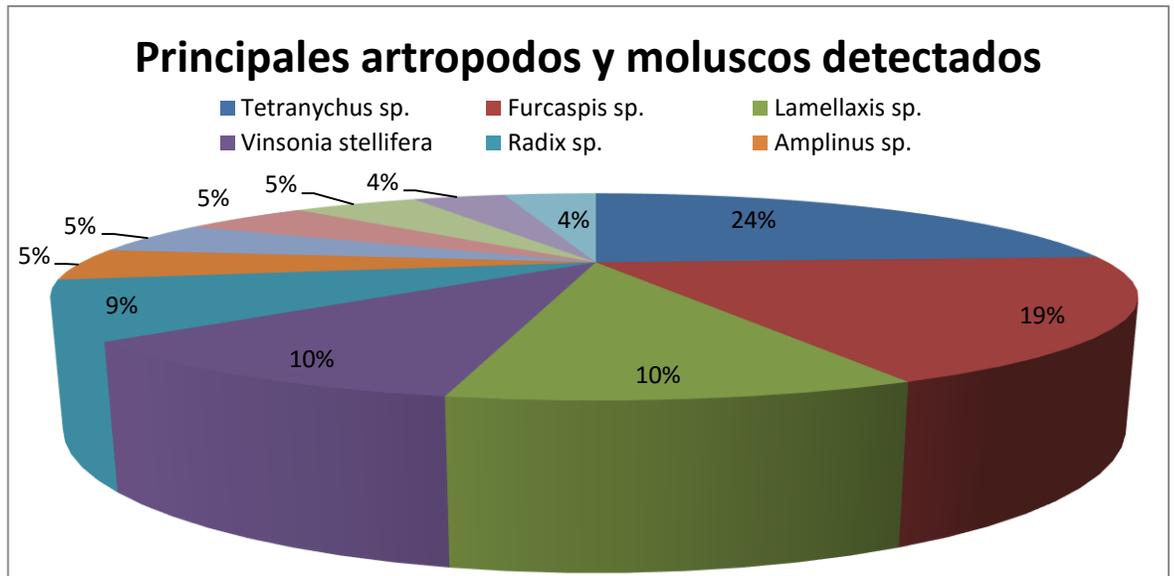
Figura 9. Géneros de nematodos fitoparasíticos con mayor frecuencia de detección a lo largo del estudio de seis especies de plantas ornamentales en 20 unidades productivas durante el período de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Artropodos y moluscos: En el caso de los organismos plaga superiores también existe una marcada tendencia de manifestación dentro de las áreas de producción donde los ácaros de los Géneros *Tetranychus* y *Brevipalpus* acumulan el 29%, de prevalencia, le siguen las escamas de los Géneros *Furcaspis*, *Vinsonia* y *Aspidiella* que en conjunto acumulan el 34% de prevalencia y por último los moluscos de los Géneros *Lamellaxis*, *Hélix*, *Radix* y *Veronicella* acumulan el 23 de prevalencia. En la figura 10 se muestran los Géneros de mayor incidencia de artrópodos y moluscos detectados durante el presente estudio.

Figura 10. Artrópodos y moluscos con mayor frecuencia de detección a lo largo del estudio de seis especies de plantas ornamentales en 20 unidades productivas durante el periodo de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

3.1.3 Incidencia de plagas por cultivo entre unidades productivas

La presencia de plagas en cada unidad productiva esta concordancia con los cultivos que se producen en cada una, a continuación se presenta una serie de cuadros donde se presentan los cultivos y las unidades que los producen detallando las plagas presentes por cultivo y la coincidencia entre las unidades que los producen para tener una idea de cuáles son las plagas predominantes y las que podrían ser un factor de riesgo confrontando las unidades productivas que tienen cultivos en común. De esta forma se puede tener un panorama real de la distribución de cada una de las plagas según el cultivo y la localidad.

3.1.3.1 Crotón (*Codiaeum variegatum*)

El cultivo esta presente en cuatro de las 20 unidades bajo muestreo, en el cuadro 3 se presenta en detalle las plagas por unidad y tipo de plaga detectada en el cultivo de Croton. Según se muestra en el cuadro 3, hay pocas coincidencias entre unidades productivas por lo que analizando la hipótesis se considera que se rechaza la misma, ya que no todas las plagas detectadas están ubicadas en el cultivo en las cuatro unidades que lo producen y fueron muestreadas en el presente estudio.

Al observar los resultados conforme a la frecuencia en que fueron encontrados según las muestras obtenidas se puede apreciar en el cuadro 3 y en la figura 11 se presenta la

frecuencia de detección de los agentes patógenos detectados en el cultivo del Croton, hongos y oomicetos, nematodos, artrópodos, moluscos y algas.

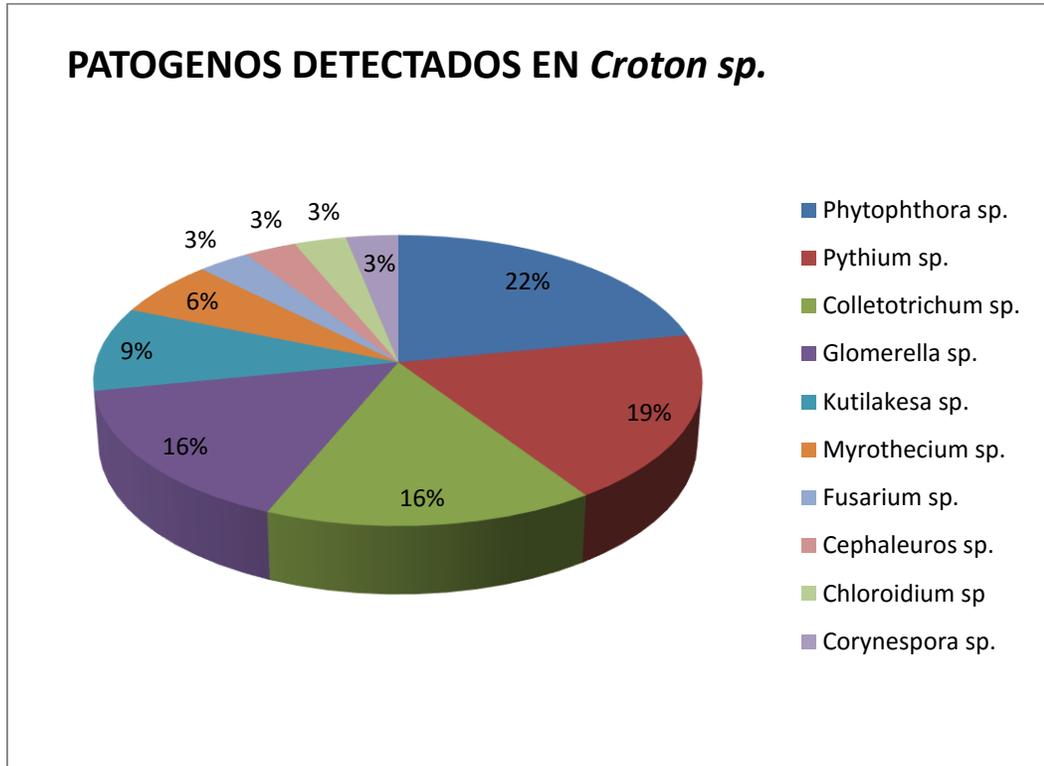
Cuadro 3. Plagas detectadas en el cultivo de Croton, *Codiaeum variegatum* procedentes de cuatro unidades productivas durante el periodo de enero a diciembre de 2014.

CODIGO DE UNIDAD	PLAGAS EN CROTON				
	AGENTES PATÓGENOS DETECTADOS	ALGAS DETECTADAS	NEMATODOS DETECTADOS	ARTRÓPODOS DETECTADOS	MOLUSCOS DETECTADOS
1	<i>Colletotrichum sp.</i> <i>Glomerella sp.</i> <i>Phytophthora sp.</i>	<i>No presenta</i>	<i>Paratylenchus sp.</i> <i>Pratylenchus sp.</i>	<i>Brevipalpus sp.</i> <i>Polyphagotarsonemus latus</i> <i>Tetranychus sp.</i>	<i>Radix sp.</i>
6	<i>Corynespora sp.</i> <i>Fusarium sp.</i>	<i>Cephaleuros sp.</i> <i>Chloroidium sp.</i>	<i>No presenta</i>	<i>Aspidiella sp.</i> <i>Scymnus sp.</i>	<i>No presenta</i>
9	<i>No presenta</i>	<i>No presenta</i>	<i>No presenta</i>	<i>Tetranychus sp.</i>	<i>No presenta</i>
11	<i>Colletotrichum sp.</i> <i>Glomerella sp.</i> <i>Kutilakesa sp.</i> <i>Myrothecium sp.</i> <i>Phytophthora sp.</i> <i>Pythium sp.</i>	<i>No presenta</i>	<i>Helicotylenchus sp.</i> <i>Meloidogyne sp.</i> <i>Paratylenchus sp.</i> <i>Pratylenchus sp.</i> <i>Scutellonema sp.</i>	<i>Tetranychus sp.</i>	<i>Helicina sp.</i>

Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Según los reportes técnicos, los patógenos que mas afectan al crotón son *Colletotrichum gloeosporoides* y *Glomerella cingulata*, Barguil B. M., Aguiar Beserra Júnior, J. E., Alves de Oliveira, S. M. (2007), (Pirone 1978), *Kutilakesa pironii* (Henny, R.J. et All 2015).

Figura 11. Agentes fitopatógenos detectados en *Croton* expresados en % de detección en las cuatro unidades productivas que se dedican a este cultivo durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Oomycetos y hongos:

Los patógenos con mayor frecuencia de detección fueron los oomycetos *Phytophthora sp.* y *Pythium sp.*, que ambos suman un total de 41% de frecuencia de detección, en la figura 12 se muestran los síntomas provocados por *Phytophthora sp.*

Figura 12. A. Síntomas de *Phytophthora sp.* En *Croton* variedad *petra*, B. Vista general de plantas sanas y una enferma al centro durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

En segundo lugar se encuentra *Glomerella sp.*, si se considera que el componente de la fase asexual es el genero *Colletotrichum sp.* , también tiene un volumen significativo y que en conjunto se toma con 32%. En la figura 13 se presentan los síntomas provocados por *Colletotrichum* en dos variedades de croton.

Figura 13. Síntomas de *Glomerella sp.* en croton A, variedad Banana y B variedad Petra, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Otro agente patógeno que es frecuente en el cultivo es *Kutilakesa sp.*, con 9% de frecuencia de detección. En la figura 14 se muestran los síntomas en el tejido de tallo provocado por *Kutilakesa sp.*

Figura 14. Síntomas de *Kutilakesa sp.*, en croton en muestras captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Con menos frecuencia se presentan *Myrothecium sp.*, que provoca mancha foliar, *Corynespora sp.*, que provoca un tipo de tizon foliar y *Fusarium sp.*, que fue aislado de raíces. En las figuras 15 y 16 se muestran los síntomas de *Corynespora sp.* y de *Myrothecium sp.*

Figura 15. Síntomas de *Corynespora sp.* en croton Petra, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Figura 16. Síntomas de *Myrothecium sp.* en croton variedad Petra, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Aunado a esto también se detectaron dos tipos de alga, una parásita que es *Cephaleuros virescens* y la otra de tipo epifito, *Chloroidium sp.*, que afecta por la cobertura sobre la lamina foliar como lo menciona (Lin, Lin, & Wu, 2012), ambas tienen en conjunto 6% de prevalencia. En el caso del crotón, *Cephaleuros sp.*, ha sido reportada en crotón como un patógeno foliar según Según (Marlatt & Alfieri Jr., 1981) que la reporta afectando hiedra y crotón. En la figura 17 se presentan los síntomas provocados por el alga *Chloroidium sp.* en el cultivo del Croton.

Figura 17. Síntomas de *Chloroidium sp.*, en croton variedad petra, que afecta por la cobertura sobre la lámina foliar, captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

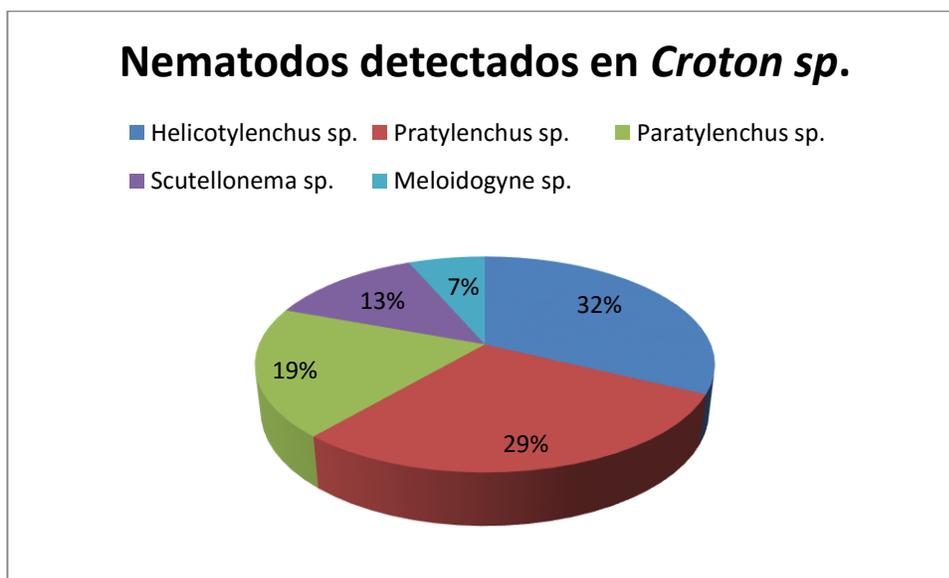
Nematodos:

En el caso de nematodos, según la figura 18 de los Géneros detectados en el cultivo del crotón, el género más frecuentemente detectado fue *Helicotylenchus sp.*, seguido de *Pratylenchus sp.*, y *Paratylenchus sp.*, seguido por *Scutellonema sp.* y *Meloidogyne sp.* con menor frecuencia de detecciones.

Para el cultivo de Croton, se reportan las especies *Pratylenchus codiae* y *P. loofi*, (Singh & Jain, 1984). En otro estudio realizado en 100 viveros de Croton, en Karachi Pakistan se reportan 16 especies de nematodos fitoparasíticos, entre los más importantes se mencionan *Pratylenchus coffeae*, *P. pratensis*, *Tylenchorhynchus martini*, *T. annulatus*, *Helicotylenchus exallus*, *Helicotylenchus californicus*, *H. multicinctus* y *Xiphinema americanum*, (Khan, Khan, Saeed, & Shakir, 1989). Para el caso del género Meloidogyne según Levin, aunque se reporta la presencia de este género, en la evaluación que realizó considera que el Croton es resistente a cuatro especies de este género y concluye que no es un patógeno potencial para el cultivo, algo que coincide con el levantamiento realizado en este cultivo ya que según los datos, la frecuencia de detección para este género es del 7% comparado con lo reportado para Pratylenchus 29% y Helicotylenchus el 32%, lo que coincide con los estudios de Singh & Jain, 1984 en Pakistan y de Khan, Khan, Saeed, & Shakir, 1989 en India.

En el caso del genero (Levin , 2005) *Paratylenchus* que fue el tercero mas frecuente, también lo reportan en altas densidades en este cultivo según el estudio realizado por (Ibraim & Al-Yahya, 2002) donde explica que según el estudio en varios cultivos la prevalencia de *Paratylenchus* es de 0.9% en 55 especies de plantas ornamentales y un total de 453 muestras, mas sin embargo fue una de las poblaciones mas altas registradas, con 3442 nematodos/100 cm³ de suelo.

Figura 18. Poblaciones de nematodos fitopatógenos detectados en croton expresados en % de detección en las 4 unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Con respecto a la presencia de hongos, oomycetos y nematodos existe coincidencia entre dos de las cuatro unidades donde coinciden *Colletotrichum*, *Glomerella*, *Phytophthora* y *Pratylenchus*, al respecto de este asocio se considera que existe sinergismo entre los tres patógenos.

En el caso de los nematodos también se encontró que en dos de las cuatro unidades había presencia de ellos mientras que en las otras dos no se detectaron. Los Géneros que coinciden en las dos unidades fueron *Pratylenchus sp.* y *Paratylenchus sp.* mismos que coinciden también con la apresencia de oomycetos, especialmente con *Phytophthora sp.* según, (Franklin, Gooch , Siddiqui, & Wilmont, 1972), existe relación patogénica entre *Pratylenchus* y *Phthophthora*, por lo que se considera que en este caso para el cultivo del croton, al encontrar uno de los dos, obligadamente estarán ambos presentes. Por otro lado la presencia de ambos influye en forma negativa en la resistencia de la misma al complejo *Colletotrichum-Glomerella*, ya que este patógeno se considera de cierta forma un patógeno oportunista y en este caso se confirma esta condición.

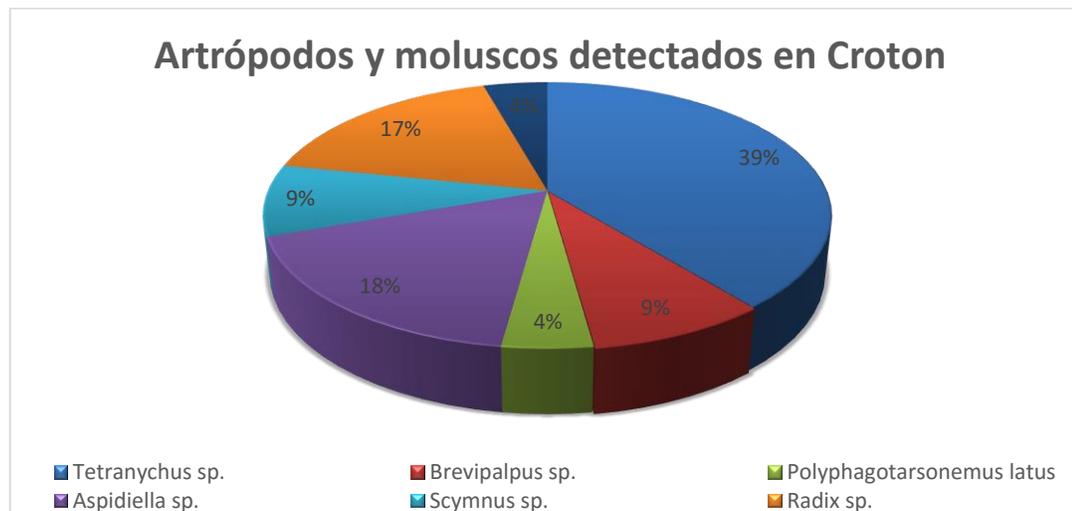
Lo que se podría considerar un patrón es que ante la presencia de *Colletotrichum* o *Glomerella* en el tejido foliar obligadamente habrá que realizar análisis para nematodos y oomicetos.

Este dato es importante para la toma de decisiones para el manejo, ya que la presencia de nematodos implica la presencia de *Phytophthora* y por lo tanto habrá estrés en la planta y se manifestará *Glomerella* y su anamorfo *Colletotrichum*, esto obliga a realizar un programa de manejo para nematodos, oomicetos y hongos.

Artropodos y moluscos:

En cuanto a la presencia de Artropodos y moluscos, en la figura 19 se muestran los porcentajes de detección para cada género en el cultivo, cabe mencionar que se detectaron tres especies de ácaros, una especie de escama, una especie de coleóptero depredador y dos de moluscos.

Figura 19. Poblaciones de artrópodos y moluscos detectados en croton expresados en % de detección en las 4 unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Artropodos:

Los artrópodos más detectados en el cultivo son ácaros, dado a que estos por la densidad de las plantaciones y la resistencia que muestran a los insecticidas es más difícil de controlarlos. Las especies detectadas *Tetranychus*, *Brevipalpus* y se han descrito asociadas al cultivo del croton (Henny, R.J. et All 2015). En la figura 20 se muestra el daño de *Tetranychus sp.*, en croton banana.

Figura 20. Daños ocasionados en croton variedad banana por la presencia de acaros de la especie *T. urticae*, que afecta las hojas y se manifiesta sobre la lamina foliar como una telaraña, captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Polyphagotarsonemus latus es una especie cosmopolita y oligofaga según (Kosztarab & Veilleux, 1993), por lo que se le puede localizar fácilmente en muchas especies ornamentales. En el caso de la escama del género *Aspidiella*, también es otra especie cosmopolita y polífaga que se le puede encontrar en muchas especies especialmente en áreas tropicales (Henderson & Crosby, 2014).

Figura 21. *Aspidiella sp.*, señalada con el marcador, localizada en una hoja de croton variedad banana, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



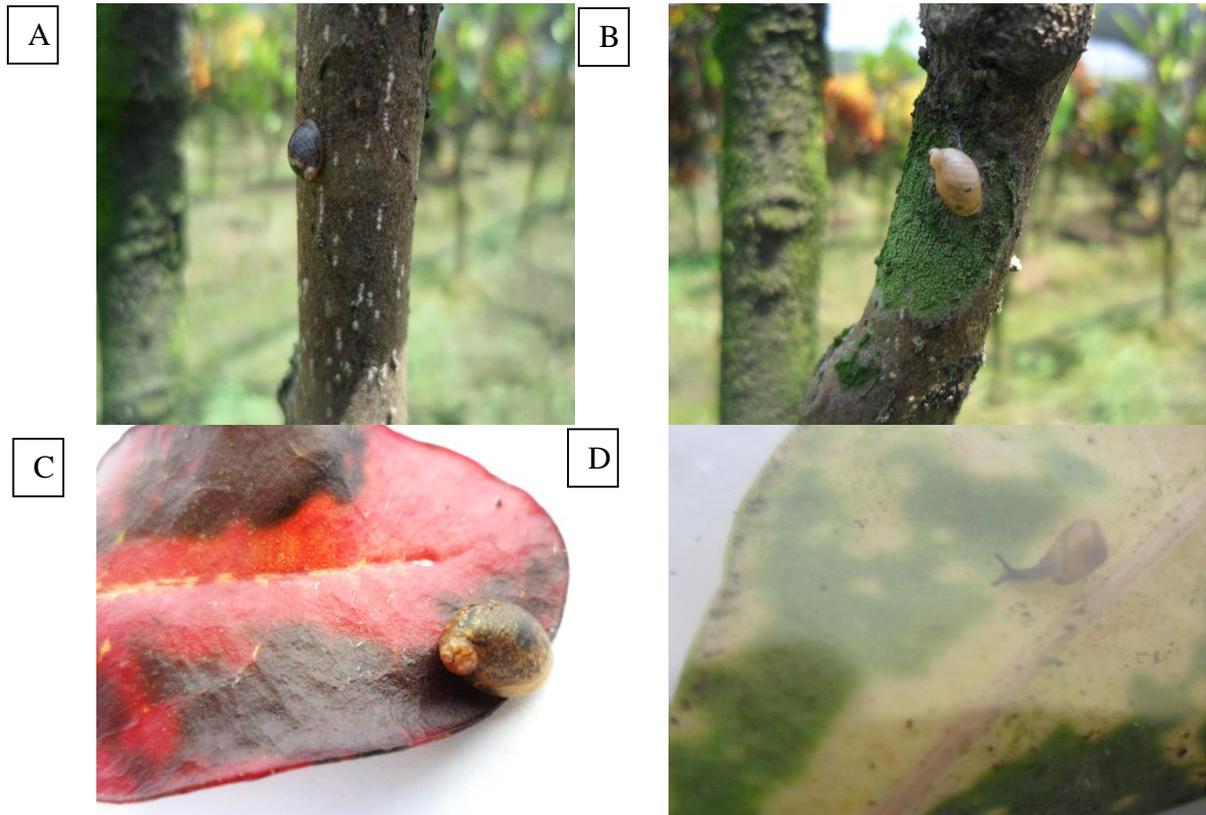
Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

La especie *Scymnus sp.*, es un Coccinelido (Coleoptera) ampliamente reconocido como depredador de escamas y de afidos, (CABI ,2007), (IdigBio, 2011), por lo que la presencia en el cultivo de crotón básicamente se debe a la presencia de *Aspidiella* que fue localizada en el cultivo.

Moluscos:

En el caso de los moluscos, fueron detectadas dos especies de caracoles en las áreas de producción de crotón, estas fueron *Helicina sp.*, y *Radix sp.* El daño que pueden ocasionar estos organismos básicamente es por alimentarse de las hojas y demeritar la calidad de los brotes al dejar una película de baba al momento de pasar por las hojas, además de que también pueden causar rechazos por la presencia en los embarques de brotes que son enviadas para la reproducción en invernaderos de los países de destino. En la figura nnn se observa la presencia de *Helicina sp.*, sobre una hoja de crotón var tirabuzon. En el caso de la presencia de moluscos en este caso caracoles detectados y determinados en el cultivo de crotón se consideran no dañinos en el sistema de producción mas sin embargo para los países importadores es un riesgo potencial la presencia de estos organismos. Según (Cowie, Dillon, Robinson, & Smith, 2009) en un estudio de análisis de riesgo de invacion de especies de moluscos a Norte America, se identificaron mas de 46 especies de riesgo potencial e indican que la lista no es definitiva y que mantendrán vigilancia y renovación del listado constantmente lo que implica que las especies que detectadas en el cultivo del crotón sean un riesgo de detección y rechazo automatico y en el peor de los casos declarada como plaga cuarentenaria, por lo que considerando el tamaño y la forma de invadir los tejidos deben de considerarse altamente riesgosos.

Figura 22. Presencia de caracoles. (A-C) *Radix sp.*, y (D) *Helicina sp.*, en campo en tallo y en hoja de croton, captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

3.1.3.2 *Dracaena (Dracaena L.)*

El cultivo esta presente en tres de las 20 unidades bajo muestreo, en el cuadro 4 se presenta en detalle las plagas por unidad y tipo de plaga detectada en el cultivo de *Dracaena*. Según se muestra en el cuadro 4, hay varias coincidencias entre unidades productivas aunque en algunas hay mayor cantidad de agentes que en otras, por lo que analizando la hipótesis se considera que se rechaza la misma, ya que no todas las plagas detectadas están ubicadas en el cultivo en las tres unidades que lo producen y fueron muestreadas en el presente estudio. Al observar los resultados conforme a la frecuencia en que fueron encontrados según las muestras obtenidas se puede apreciar en el cuadro 4 y en la figura 23 se presenta la frecuencia de detección de los agentes patógenos detectados en el cultivo de la *Dracaena*, hongos y oomicetos, nematodos, artrópodos, moluscos y algas.

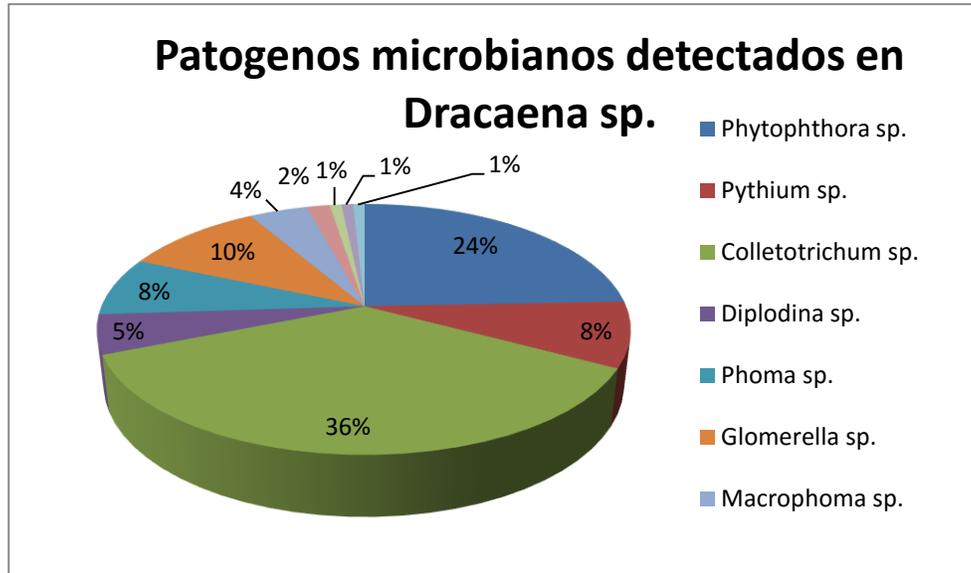
Cuadro 4. Plagas detectadas en el cultivo de Dracaena, *Dracaena sp.*, procedentes de tres unidades productivas durante el periodo de enero a diciembre de 2014.

UNIDAD PRODUCTIVA	PLAGAS EN DRACAENA				
	AGENTES PATÓGENOS DETECTADOS	ALGAS DETECTADAS	NEMATODOS DETECTADOS	ARTRÓPODOS DETECTADOS	MOLUSCOS DETECTADOS
5	<i>Colletotrichum sp.</i> <i>Coniothyrium sp.</i> <i>Fusarium sp.</i> <i>Phytophthora sp.</i>	No presenta	<i>Criconemoides sp.</i>	<i>Carales sp.</i> <i>Hylobius sp.</i> <i>Vinsonia stellifera</i>	No presenta
7	<i>Colletotrichum sp.</i> <i>Diplodina sp.</i> <i>Glomerella sp.</i> <i>Macrophoma sp.</i> <i>Marsonina sp.</i> <i>Phoma sp.</i> <i>Phytophthora sp.</i> <i>Pythium sp.</i>	No presenta	<i>Helicotylenchus sp.</i> <i>Meloidogyne sp.</i> <i>Paratylenchus sp.</i> <i>Pratylenchus sp.</i>	Familia Hespertiidae <i>Glomeridesmus sp.</i>	<i>Subulina sp.</i>
11	<i>Colletotrichum sp.</i> <i>Diplodina sp.</i> <i>Glomerella sp.</i> <i>Lasioidiplodia theobromae</i> <i>Macrophomas sp.</i> <i>Phytophthora sp.</i> <i>Phoma sp.</i> <i>Pythium sp.</i>	No presenta	<i>Helicotylenchus sp.</i> <i>Meloidogyne sp.</i> <i>Paratylenchus sp.</i> <i>PraTylenchus sp.</i> <i>Scutellonema sp.</i> <i>Tylenchorhynchus sp.</i> <i>Xiphinema sp.</i>	<i>Tetranychus sp.</i> <i>Unaspiscitri</i> <i>Diaspis sp.</i>	No presenta

Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Según los reportes técnicos, las plagas que afectan a la Dracaena son *Colletotrichum gloeosporioides*, *Fusarium moniliforme*, *Fusarium Incarnatum*, *Fusarium moniliforme*, *Fusarium sp.*, *Phoma sp.*, (Poole, Chase, & Osborne, 2015) (Estrada, Sandoval, & Bonilla, 2004), los nematodos *Meloidogyne incognita* (Noel Ortuño & Rolando Oros, 2002), artrópodos se reportan Cochinillas (*Pseudococcus sp.*), escamas, acaros de la especie *Tetranychus urticae* (Acuña, 1999).

Figura 23. Agentes fitopatógenos detectados en *Dracaena* expresados en % de detección en las tres unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Hongos y Oomycetos:

El patógeno más frecuentemente detectado fue *Colletotrichum sp.*, si se considera que el componente de la fase sexual es el género *Glomerella sp.*, también tiene un volumen significativo y que en conjunto se toma con 46 %. En la figura 24 se presentan los síntomas provocados por *Colletotrichum*.

Figura 24. Síntomas de *Colletotrichum sp.* en dracaena A. variedad lemon y B variedad sanderiana, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

En segundo lugar de frecuencia de detección fueron los oomycetos *Phytophthora sp.* y *Pythium sp.*, que ambos suman un total de 32% de frecuencia de detección, en la figura 25 se muestran los síntomas provocados por *Phytophthora sp.*

Figura 25. A. Síntomas de *Phytophthora sp.* en Dracaena variedad sandariana, B, Dracaena variedad marginata bicolor, vista general de plantas sanas y una enferma al centro durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Con menos frecuencia se presentan *Phoma sp.*, *Macrophoma sp.* y *Diplodina sp.*, los tres asociados a manchas foliares o bien tizones foliares. En la figura 26 se muestra el síntoma de *Macrophoma sp.*, afectado a Dracaena lemon y en la figura 27 se muestran los síntomas de *Phoma sp.*, afectando a Dracaena sandariana.

Figura 26. Síntomas de *Macrophoma sp.* en Dracaena variedad lemon, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Figura 27. Síntomas de *Phoma sp.*, en *Dracaena* variedad sanderiana, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Nematodos:

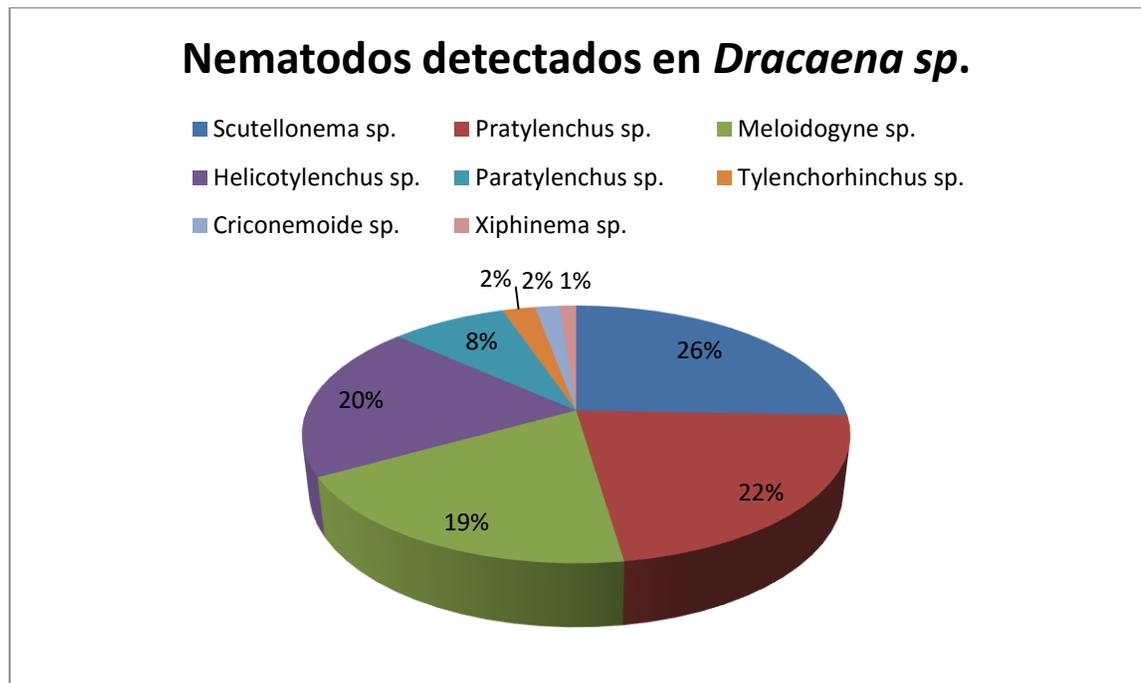
En el caso de nematodos, según la figura 28 de los Géneros detectados en el cultivo de la *Dracaena*, el grupo mas importante lo componen los Géneros de la familia Hoplolaimidae, *Scutellonema sp.* 26%, y *Helicotylenchus sp.* 20% que en conjunto suman 46% de prevalencia, el segundo grupo lo comparten los Géneros *Pratylenchus* 22% y *Meloidogyne sp.* 19% seguido por *Paratylenchus sp.* 8%, y en menor frecuencia *Xyphinema sp.*, *Criconemoides sp.*, y *Tylenchorhynchus sp.*

Para el cultivo de la *Dracaena*, se reportan las especies *Helicotylenchus hexalus* en Cuba, (Gandarilla Bastarrechea & Fernandez González, 2002) *Meloidogyne incognita* (Noel Ortuño & Rolando Oros, 2002), *PraTylenchus sp.*, reportado en Texas, en embarques procedentes de Tennesi y Florida (Star, 1991), *Paratylenchus sp.*, se ha reportado en *Dracaena* en Brasil, (Dias-Arieira, Morita, & Machado, 2007).

Con respecto a la presencia de hongos, oomycetos y nematodos existe coincidencia entre las tres unidades donde coinciden *Colletotrichum sp.*, a nivel foliar y en el sistema radicular *Phytophthora sp.*, y *Phytium sp.*, con *Helicotylenchus sp.*, *Paratylenchus sp.*, y *Pratylenchus sp.*, en uno solo de los casos combina *Phytophthora sp.* con el nematodos *Criconemoides sp.*, con respecto de este asocio nematodos y Oomycetos se considera que existe sinergismo entre los nematodos y *Phytophthora sp.* ya que según (Franklin, Gooch , Siddiqui, & Wilmont, 1972) existe relación patogénica entre

Pratylenchus sp., y *Phthophthora sp.*, por lo que se considera que en este caso para el cultivo de *Dracaena*, al encontrar uno de los dos, obligadamente estarán ambos presentes. Por otro lado la presencia de ambos influye en forma negativa en la resistencia de la misma al complejo *Colletotrichum-Glomerella*, ya que este patógeno se considera de cierta forma un patógeno oportunista y en este caso se confirma esta condición. Lo que se podría considerar un patrón es que ante la presencia de *Colletotrichum* o *Glomerella* en el tejido foliar obligadamente habrá que realizar analisis para nematodos y oomycetos. Este dato es importante para la toma de decisiones para el manejo, ya que la presencia de nematodos implica la presencia de *Phytpththora* y por lo tanto habrá stres en la planta y se manifestara *Glomerela* y su anamorfo *Colletotrichum*, esto obliga a realizar un programa de manejo para nematodos, oomycetos y hongos.

Figura 28. Poblaciones de nematodos fitopatógenos detectados en *Dracaena* expresados en % de detección en las 3 unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



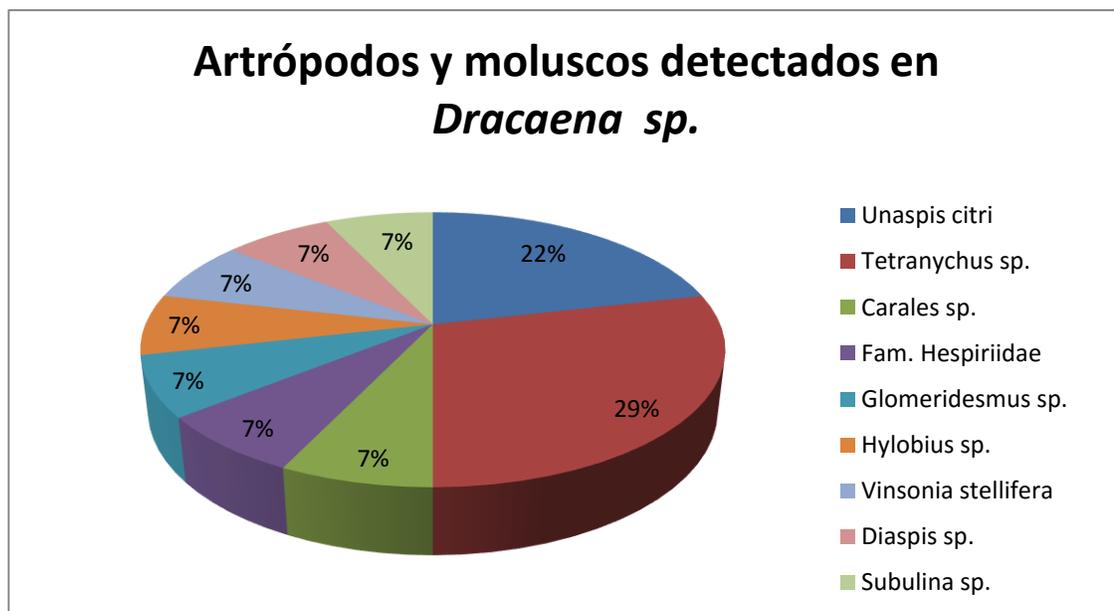
Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Artropodos y moluscos:

En cuanto a la presencia de Artropodos y moluscos, en la figura 29 se muestran los porcentajes de detección para cada género en el cultivo, cabe mencionar que se detectaron tres especies de escamas, una especie de acaro, una especie de Diplopoda, una especie de Lepidoptera, uno de Coleoptera y un molusco.

Plagas de artrópodos se reportan las escamas *Unaspis citri*, *Vinsonia stellifera*, *Diaspis sp.*, acaros del genero *Tetranychus sp.*, Diplopoda del genero *Glomeridesmus sp.*, Coleoptera del genero *Hylobius sp.*, y el molusco del genero *Subulina sp.*

Figura 29. Géneros de Artropodos y moluscos detectados en *Dracaena* expresados en % de detección en las 3 unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Artrópodos: Entre los artrópodos más detectados en el cultivo están los ácaros 29% y las escamas 36%, dado a que estos por la densidad de las plantaciones y la resistencia que muestran a los insecticidas es difícil de controlarlos. La especie de ácaro detectada con mayor frecuencia en las muestras solo procede de una de las unidades y es el genero *Tetranychus sp.*, el cual ha sido descrito por (Acuña, 1999).

En el caso de las escamas, se han detectado tres especies, quizá la más importante es *Vinsonia stellifera* también denominada escama estrella la cual es sujeto de cuarentena especialmente para el estado de Florida según la publicación de alerta de plagas del servicio de Cuarentena del estado (Hodges, Florida Department of Agriculture and Consumer Services, 2015). En la figura 30 se muestran las características y el sustrato en donde fue detectada, en este caso *Dracaena masangeana*.

Figura 30. Vista general de la escama *Vinsonia stellifera* en hoja de *Dracaena* variedad masangeana y un acercamiento captado por medio de scanner en el laboratorio del Centro de Diagnóstico Parasitológico, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



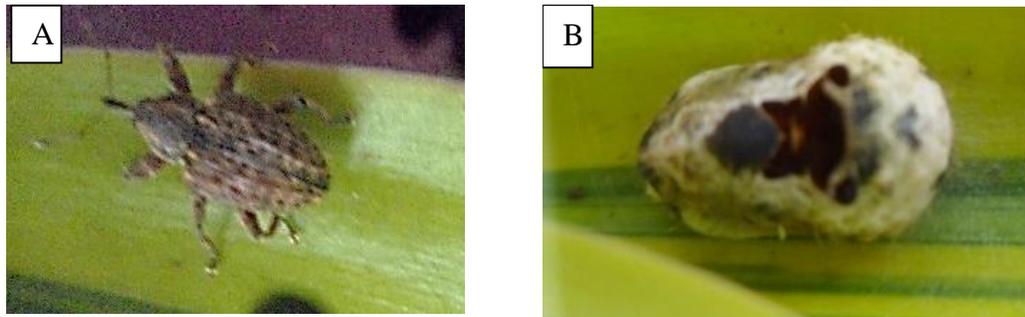
Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Otro de los artrópodos detectados es un coleóptero de la familia Curculionidae *Hylobius sp.*, el cual fue encontrado en dos de sus fases biológicas, el adulto y la pupa, en la figura 31 se muestran las dos fases detectadas, el adulto y la pupa de *Hylobius sp.*, en *Dracaena lemon*. En el caso de este insecto, es fitófago por excelencia, se reporta en malezas la especie *Hylobius transversovittatus* considerado como un agente de control biológico para *Lythrum salicaria*, (Technical Advisory Group TAG-BCAW Secretary, 2013), pero también otras especies son de orden cuarentenario tanto para la región de Norte America donde según (Offshore Pest Information System (OPIS) Pest List, 2012), se le categoriza como una plaga cuarentenaria categoría B a la especie *Hylobius abietis* y en la región de Europa la European and Mediterranean Plant Protection Organization (EPPO) por sus siglas, lo categoriza también como plaga de riesgo cuarentenaria y mencionan las especies *Hylobius radicis*, *H. Warreni*, *H. pales*, *H. albosparsus* (EPPO Pest Risk Analysis Expert Working Groups, 2015).

Dos especies de Lepidopteros fueron detectados, uno de la familia Hespertiidae, y otro de la familia Arctiidae del género *Carales sp.*, en la figura 32 se muestran las larvas detectadas en el cultivo de *Dracaena*. Aunque existe información técnica de ambas familias, no hay registros sobre limitaciones cuarentenarias específicas para estas especies en la región de Europa según la EPPO, (European and Mediterranean Plant Protection Organization, 2015) y en el caso de America la región de NAPPO (North

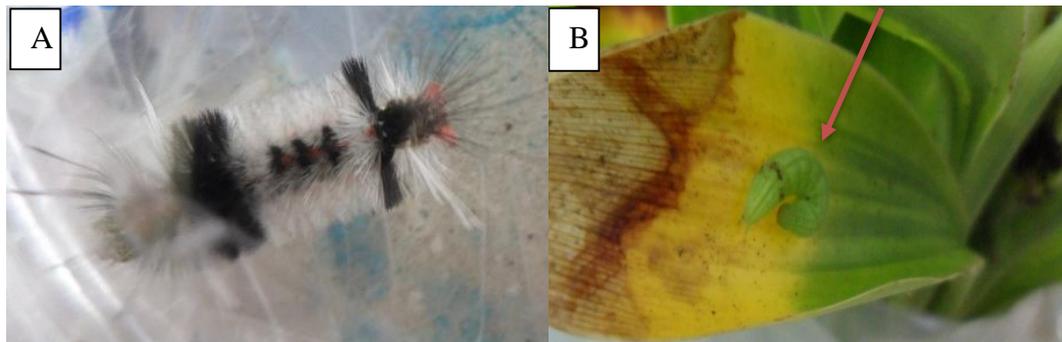
American Plant Protection Organization) en el sistema de alarma de plagas y lista de plagas cuarentenarias (Organizacion Norteamericana de Proteccion de Plantas, 2015).

Figura 31. A, Adulto de *Hilobius* sp., y B, pupa de esta especie detectados en *Dracaena lemon*, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Figura 32. Lepidopteros detectados en *Dracaena masangeana*, A, larva de *Carales* sp, B, larva de una especie no determinada de la familia Hespertiidae, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Otro de los artrópodos detectado y determinado es un milipedo del genero *Glomeridesmus*. En la figura 33 se muestra un adulto de *Glomeridesmus* sp. sobre una planta de *Dracaena lemon*. Según (Emporia State University, 1999) los milipedos son fitosaprofitos por lo que no constituyen una plaga agrícola sino son transformadores de materia organica, mas sin embargo pueden ser detectados en embarques y provocar rechazos por lo que se debe tener el cuidado de evitar la contaminación en los embarques.

Figura 33. *Glomeridesmus sp.*, sobre hojas de Dracaena variedad lemon, en busca de alimento, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Moluscos:

En el caso de los moluscos, fue detectada una especie de caracol en una de las unidades de muestreo con cultivos de Dracaena, se determinó como el género *Subulina sp.*, El daño que pueden ocasionar estos organismos básicamente es por alimentarse de las hojas y demeritar la calidad de los brotes al dejar una película de baba al momento de pasar por las hojas, además de que también pueden causar rechazos por la presencia en los embarques de brotes que son enviadas para la reproducción en invernaderos de los países de destino. En la figura 34 se observa la presencia de *Subulina sp.*, sobre una hoja de Dracaena lemon.

En el caso de este caracol detectado y determinado en el cultivo de dracaena se considera no dañinos en el sistema de producción mas sin embargo para los países importadores es un riesgo potencial la presencia de estos organismos. Según (Cowie, Dillon, Robinson, & Smith, 2009) en un estudio de análisis de riesgo de invasión de especies de moluscos a Norte America, se identificaron mas de 46 especies de riesgo potencial e indican que la lista no es definitiva y que mantendrán vigilancia y renovación del listado constantemente lo que implica que la especie que detectada en el cultivo de la Dracaena sean un riesgo de detección y rechazo automatico y en el peor de los casos declarada como plaga cuarentenaria, por lo que considerando el tamaño y la forma de invadir los tejidos deben de considerarse altamente riesgosos. Entre los agentes plaga para Europa

según la EPPO, no se menciona este genero en particular (European Plant Protection Organization, 2015), en la figura 19 se muestra un caracol del genero *Subulina* sp., sobre una hoja de *Dracaena* lemon.

Figura 34. Presencia de caracoles. *Subulina* sp., en campo en hoja de *Dracaena* captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

3.1.3.3 Hiedra (*Hedera helix* L.)

El cultivo esta presente en siete de las 20 unidades bajo muestreo, en el cuadro 5 se presenta en detalle las plagas por unidad y tipo de plaga detectada en el cultivo de hiedra. Como se muestra en el cuadro 5, hay varias coincidencias entre unidades productivas aunque en algunas hay mayor cantidad de agentes que en otras, por lo que analizando la hipótesis se considera que se rechaza la misma, ya que no todas las plagas detectadas están ubicadas en el cultivo en las tres unidades que lo producen y fueron muestreadas en el presente estudio.

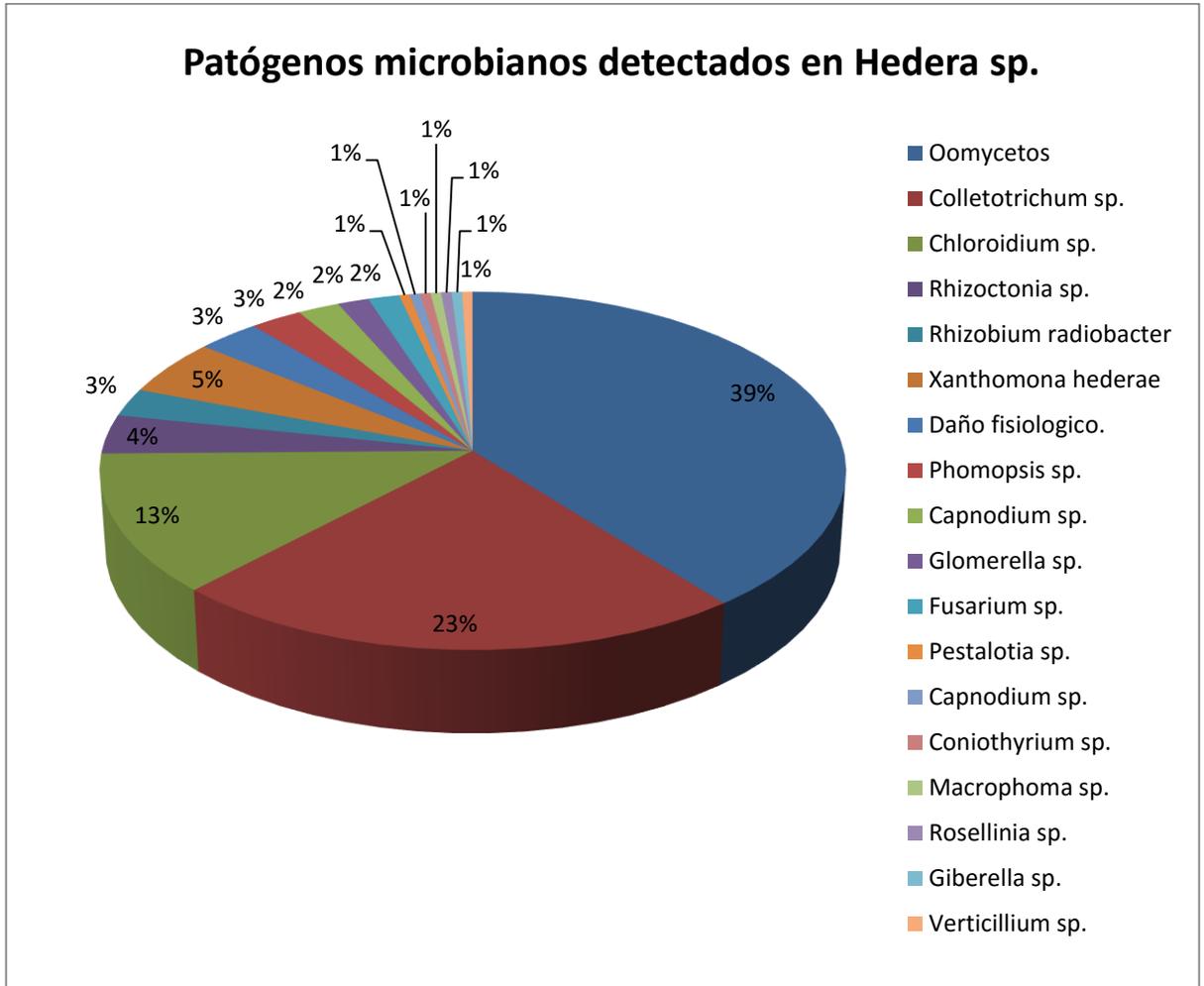
Al observar los resultados conforme a la frecuencia en que fueron encontrados según las muestras obtenidas se puede apreciar en el cuadro 5 y en la figura 35 se presenta la frecuencia de detección de los agentes patogenos detectados en el cultivo de la Hiedra, hongos, oomycetos y bacterias, nematodos, artrópodos, moluscos y algas.

Cuadro 5. Plagas detectadas en el cultivo de Hiedra, Hedera hélix, procedentes de siete unidades productivas durante el periodo de enero a diciembre de 2014.

UNIDAD PRODUCTIVA	PLAGAS EN HIEDRA				
	AGENTES PATÓGENOS DETECTADOS	ALGAS DETECTADAS	NEMATODOS DETECTADOS	ARTRÓPODOS DETECTADOS	MOLUSCOS DETECTADOS
2	<i>Colletotrichum sp.</i> <i>Glomerella sp.</i> <i>Pestalotia sp.</i> <i>Phytophthora sp.</i> <i>Pythium sp.</i> <i>Rhizoctonia sp.</i> <i>Verticillium sp.</i> <i>Xanthomonas hederæ</i>	<i>Chloroidium sp</i>	<i>Criconemoides sp.</i> <i>Helicotylenchus sp.</i>	<i>Furcaspis sp.</i> <i>Pseudococcus sp.</i>	<i>No presenta</i>
8	<i>Fusarium sp.</i> <i>Phytophthora sp.</i> <i>Pythium sp.</i> <i>Rhizoctonia sp.</i>	<i>Chloroidium sp</i>	<i>Helicotylenchus sp.</i> <i>Meloidogyne sp.</i> <i>Pratylenchus sp.</i>	<i>No presenta</i>	<i>No presenta</i>
10	<i>Colletotrichum sp.</i> <i>Fusarium sp.</i> <i>Phytophthora sp.</i> <i>Pythium sp</i> <i>Rosellinia sp.</i>		<i>Helicotylenchus sp</i> <i>Meloidogyne sp.</i>	<i>Brevipalpus sp.</i>	<i>No presenta</i>
13	<i>Capnodium sp.</i> <i>Colletotrichum sp.</i> <i>Coniothyrium sp.</i> <i>Glomerella sp.</i> <i>Phytophthora sp.</i> <i>Pythium sp.</i>	<i>Chloroidium sp</i>	<i>Helicotylenchus sp.</i> <i>Meloidogyne sp.</i> <i>Scutellonema sp.</i> <i>Xiphinema sp.</i>	<i>Tetranychus sp.</i> <i>Stagmomantis sp.</i> <i>Tylos sp.</i>	<i>Lamellaxis sp.</i> <i>Veronicella sp.</i>
15	<i>Colletotrichum sp.</i> <i>Glomerella sp.</i> <i>Fusarium sp.</i> <i>Phomopsis sp.</i> <i>Phytophthora sp.</i> <i>Pythium sp</i> <i>Xanthomonas hederæ</i>	<i>Chloroidium sp</i>	<i>Meloidogyne sp.</i> <i>Xiphinema sp.</i>	<i>Dismicoccus sp.</i> <i>Pseudococcus sp.</i> <i>Tetranychus sp.</i>	<i>No presenta</i>
16	<i>Colletotrichum sp.</i> <i>Phomopsis sp.</i> <i>Phytophthora sp.</i> <i>Pythium sp</i> <i>Rhizobium radiobacter</i> <i>Rhizoctonia sp.</i> <i>Xanthomonas hederæ</i>	<i>Chloroidium sp</i>		<i>Furcaspis sp.</i>	<i>No presenta</i>
18	<i>Colletotrichum sp.</i> <i>Macrophoma sp.</i> <i>Phytophthora sp.</i> <i>Pythium sp</i>	<i>Chloroidium sp</i>	<i>Helicotylenchus sp.</i>	<i>Eurionna sp.</i> <i>Tetranychus sp.</i> <i>Fam Sciaridae</i>	<i>No presenta</i>

Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Figura 35. Agentes patógenos detectados en el cultivo de la hiedra expresada en % de detección en las siete unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



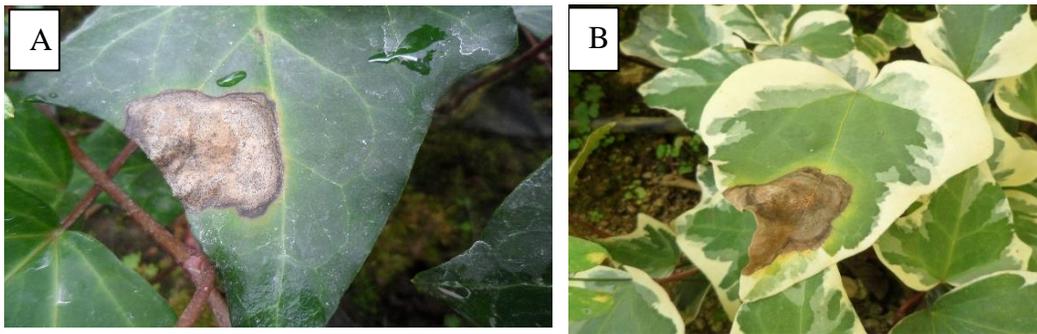
Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Los patógenos reportados para hiedra incluyen bacterias, hongos y oomycetos, en el caso de bacterias, *Rhizobium radiobacter* (Agrobacterium sp.) (Dove Associates, 2013), *Xanthomonas campestris*, *Xanthomonas campestris pv. hederae*, de las cuales la primera y la tercera fueron detectadas en el presente estudio. De los hongos y oomycetos reportados según (UNIVERSITIES, ALABAMA A&M AND AUBURN, 1914) (University of Kentucky-College of Agriculture, 2004), A lo largo del estudio se detectaron las especies: *Colletotrichum sp.*, *Glomerella sp.*, *Macrophoma sp.*, *Phomopsis sp.*, *Rosellinia sp.*, *Rhizoctonia sp.*, *Phytophthora sp.*, *Pythium sp.* y *Xanthomonas hederae*.

En forma común fueron determinados en las siete unidades productivas bajo muestreo los patógenos *Colletotrichum sp.*, *Phytophthora sp.* y *Pythium sp.*

Se considera que estos dos agentes *Colletotrichum* y *Phytophthora* son los más importantes para el cultivo, seguido en orden de importancia por *Xanthomonas hederae*, en la figura 36, se muestran los síntomas de *Colletotrichum sp.*, entre las características de este patógeno para reconocerlo en campo es que las lesiones son secas de color marrón claro y con halo amarillento, además presenta pequeñas protuberancias de color negro distribuidas en forma semicircular en forma radiada hacia el extremo distal a partir del centro como si fueran olas.

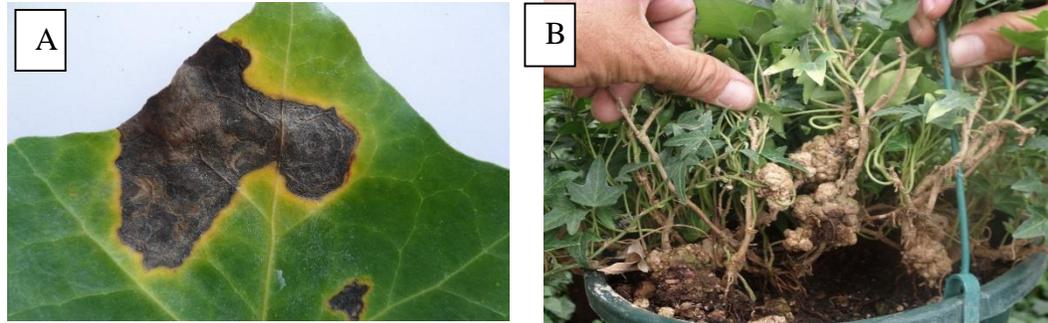
Figura 36. Síntomas en campo de *Colletotrichum sp.*, en hojas de hiedras de distintas variedades, A) Var english, B) Var Golden, captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

La presencia de bacterias en campo es fácil de detectar debido a los síntomas que manifiestan, en el caso de las bacterias foliares, se identifican por la presencia de lesiones de consistencia necrótica al centro y con halos de color amarillo extendidos en todo el borde, a diferencia de la antracnosis las lesiones foliares causadas por bacterias son de consistencia blanda, color obscuro y el halo extendido con tonos de amarillo intenso a verde opaco. Otra de las bacterias que se detectaron en algunos sitios de muestreo fue *Rhizobium radiobacter* = (*Agrobacterium tumefaciens*) que se manifiesta como agallas en los tallos. En la figura 37 se muestran síntomas de las dos bacterias detectadas, *Xanthomonas hederae* y *Rhizobium radiobacter* en dos de las variedades de hiedra.

Figura 37. A) Síntomas de *Xanthomonas hederae* en hojas de hiedras var english, B) Presencia de agallas de la corona provocadas por *Rhizobium radiobacter*, en hiedras de la variedad natasha, captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

En el caso de *Phytophthora sp.* los síntomas de campo son básicamente la mortalidad de plantas en parches en los tablones o bien cuando esta en bolsas la muerte de plantas por sectores, las plantas circunvecinas presentan poco desarrollo, amarillamiento y escaso follaje, en la figura 38 se muestran los síntomas de campo y el daño en raíces en *Hedera sp.*

Para hiedra según (Orlikowski, trzewik, Wiejacha, & Szkuta, 2006) reporta la especie *Phytophthora tropicalis* en Hedera y Epipremnum (pothos), coincidentemente en Guatemala se reporta también la presencia de *P. tropicalis* en Pothos, Peperomia, Rosa, Clavel y Pimiento (Alvarez Valenzuela, 2010) (Abad-Campos, y otros, 2008) lo que da un alto índice de riesgo de detección de esta especie por los servicios de cuarentena internacional NAPPO Y EPPO.

Figura 38. Síntomas en campo de *Phytophthora sp.* A) en plantas en bolsas, B) en plantas en tablones, C) síntomas observados en laboratorio en varias fases de la enfermedad, D) Acercamiento en raíces, que muestran la muerte y las condiciones de raíces resacas y quebradizas. Fotos captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.





Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Otro de los agentes comunes en el cultivo lo constituyen las algas aunque no son agentes patógenos, es persistente en todos los sitios de muestreo, en este caso se determinó el género *Chloroidium sp.* La presencia de bacterias en campo es fácil de detectar debido a la presencia de recubrimiento de las hojas de una película de color verde claro que recubre las hojas especialmente las hojas que se encuentran más cercanas al suelo o bajo la cobertura foliar general. En la figura 39 se muestran síntomas de la presencia de este organismo que en todo caso afecta la fotosíntesis del cultivo.

Figura 39. Síntomas en campo de *Chloroidium sp.*, en hojas de hiedras de distintas variedades, captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.

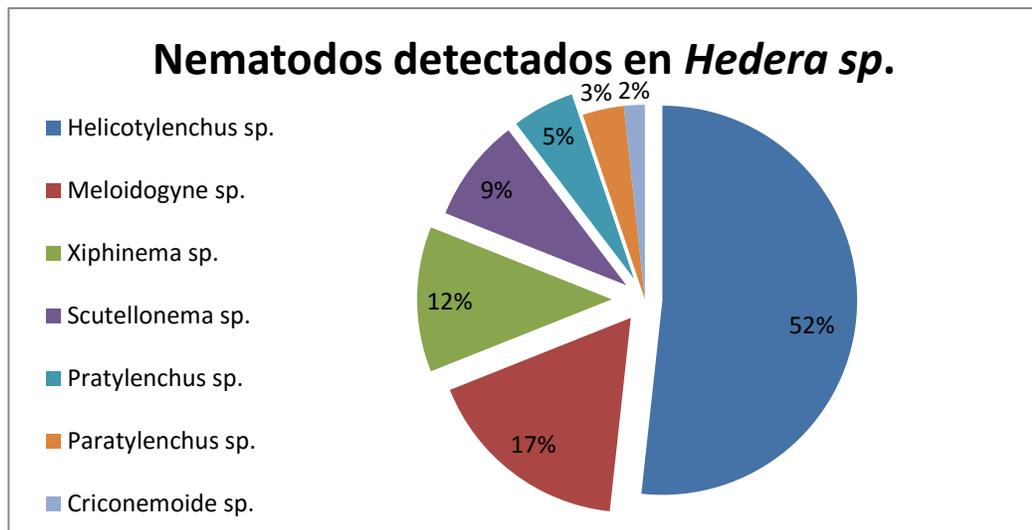


Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

En caso de los nematodos en el cultivo, los más comunes fueron *Helicotylenchus* con 52% de detección, seguido de *Meloidogyne* con 17 % de detección y *Xiphynema* con 12 % de detección, además en cuarta posición se tuvo al género *Scutellonema* 9%. En la figura 40 se muestran en forma gráfica las poblaciones detectadas expresada en porcentaje. En este caso si se considera la presencia en orden de familias, se suma las poblaciones de *Helicotylenchus* y *Scutellonema* que pertenecen a la familia *Hoplolaimidae* con un total de 61% de incidencia de las muestras captadas en las unidades productivas. Si se asocia a ambos Géneros a la incidencia de *Phytophthora* y *Pythium* hay alta correlación entre las presencia de de ambos agentes, ya que los Oomycetos también se presentan en alta concentración y en todas las unidades productivas. Según (Marx, 1972) y (Suarez,

Randon, Tellechea, Solorzano, & Navas , 1992) hay estrecha relación entre *Helicotylenchus sp.*, *H. dihystra* y *Phytophthora cinnamomi*, lo que permite inferir la correlación entre la enfermedad y los nematodos en la hiedra.

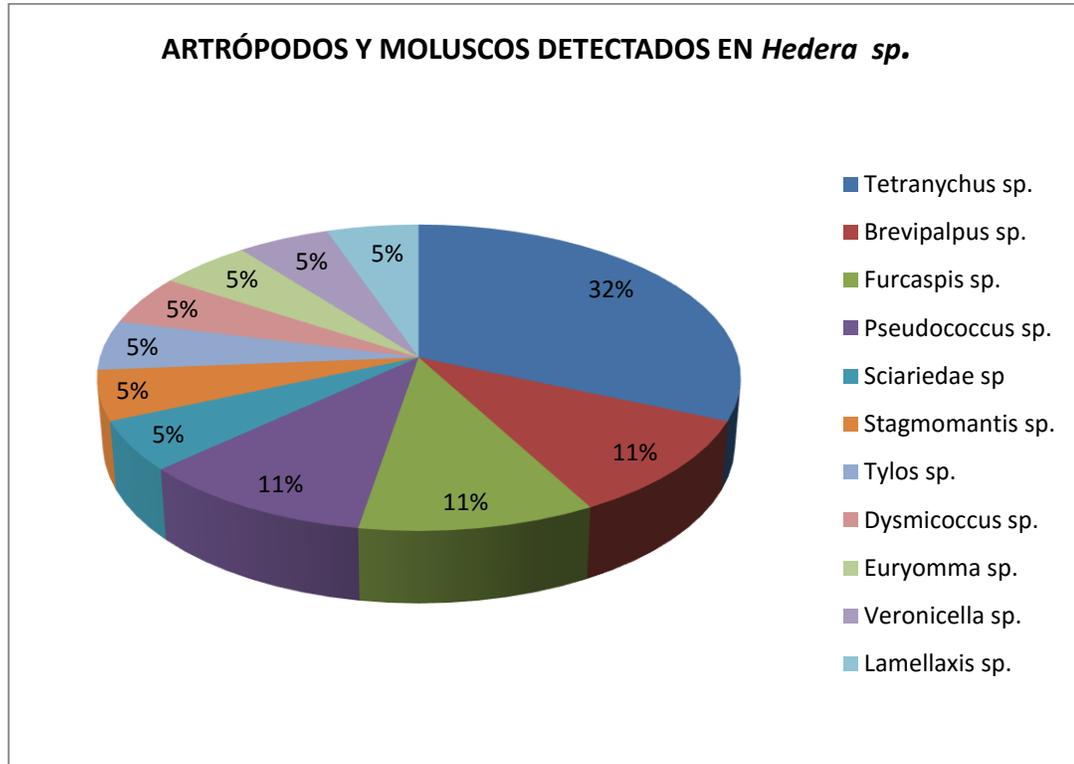
Figura 40. Poblaciones de nematodos detectados en el cultivo de la hiedra expresados en % de detección en las siete unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Para el cultivo de la hiedra se reportan varios artrópodos que la afectan y los mismos fueron detectados en el presente estudio, En la figura 41 se muestran los porcentajes de detección para cada tipo de artrópodos en el cultivo durante el proceso de muestreo. Tal es el caso de *Tetranychus urticae* detectado en 32% y el mismo es reportado por (Kawka & Tomczyk, 2002), también *Brevipalpus* con 11% de detección que también lo reporta (California, 2001), Ambas especies son consideradas como invasivas y sujeto de cuarentena según (Centre for Agriculture and Biosciences International CABI, 2015) En la figura 42 A se muestra un espécimen de *Tetranychus sp.*, detectado durante el proceso de muestreo. Entre estas dos especies suman 43% de la detección de artrópodos compuesta específicamente por ácaros, lo que indica que en este estudio es la plaga más importante para el cultivo.

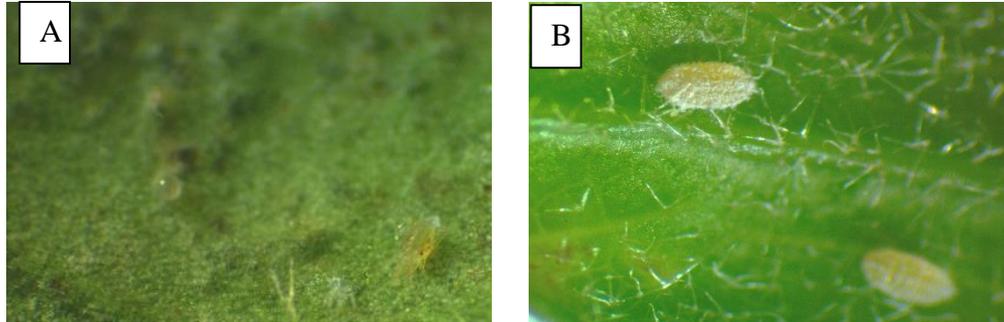
Figura 41. Artrópodos y moluscos detectados en el cultivo de la hiedra expresados en % de detección en las siete unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Le sigue en orden de importancia los coccidos o escamas y cochinillas que en conjunto suman 27% de las detecciones, también han sido reportadas por (California, 2001) y (Pierre, 2005) entre otras plagas. La importancia de los Coccidos es que en su mayoría son cuarentenarios para la mayoría de países importadores de plantas. (Centre for Agriculture and Biosciences International CABI 2015, 2015). En la figura 42 B se muestra la imagen de una cochinilla del genero *Pseudococcus* sp.

Figura 42. Micrografía de laboratorio, a la derecha un espécimen de *Tetranychus sp.*, y a la izquierda un huevo de esta especie. B) Micrografía de laboratorio que muestra especímenes de *Pseudococcus sp.* parasitando una hoja de hiedra, captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

En menor porcentaje de detección se encuentran los moluscos entre ellos una especie de babosa del genero *Veronicella* y una especie de caracol del genero *Lamellaxis*. La importancia de este ultimo grupo radica en que las especies son sujetas a cuarentena sistematica, según lo reporta el servicio de cuarentena del estado de florida que tiene alerta contra *Veronicella cubensis* (Florida Department of Agriculture & Consumer Services, Division of Plant Industry, 2006) y según (Centre for Agriculture and Biosciences International CABI, 2015) esta entre la lista de especies invasivas de importancia para estados unidos en general según el listado de USDA-APHIS, 2010a; 2010b. En el caso de *Lamellaxis sp.*, también considera una especie invasiva a *L. clavullinus* según (Centre for Agriculture and Biosciences International CABI, 2015), el genero *Lamellaxis* también es reportada para el servicio cuarentenario del Japon como una especie invasiva según (Mito & Uesugui, 2004)

3.1.3.4 Pothos (*Epipremnum aureum*)

El cultivo esta presente en siete de las 20 unidades bajo muestreo, en el cuadro 6 se presenta en detalle las plagas por unidad y tipo de plaga detectada en el cultivo de pothos. Según se muestra en el cuadro 6, hay coincidencias entre unidades productivas por lo que analizando la hipótesis se considera que se acepta ya que las plagas detectadas están ubicadas en el cultivo en la mayoría de las unidades que lo producen y fueron muestreadas en el presente estudio.

Al observar los resultados conforme a la frecuencia en que fueron encontrados según las muestras obtenidas se puede apreciar en el cuadro 6 y en la figura 43 se presenta la frecuencia de detección de los agentes patógenos detectados en el cultivo del pothos, hongos y oomycetos, nematodos, artrópodos, moluscos y algas.

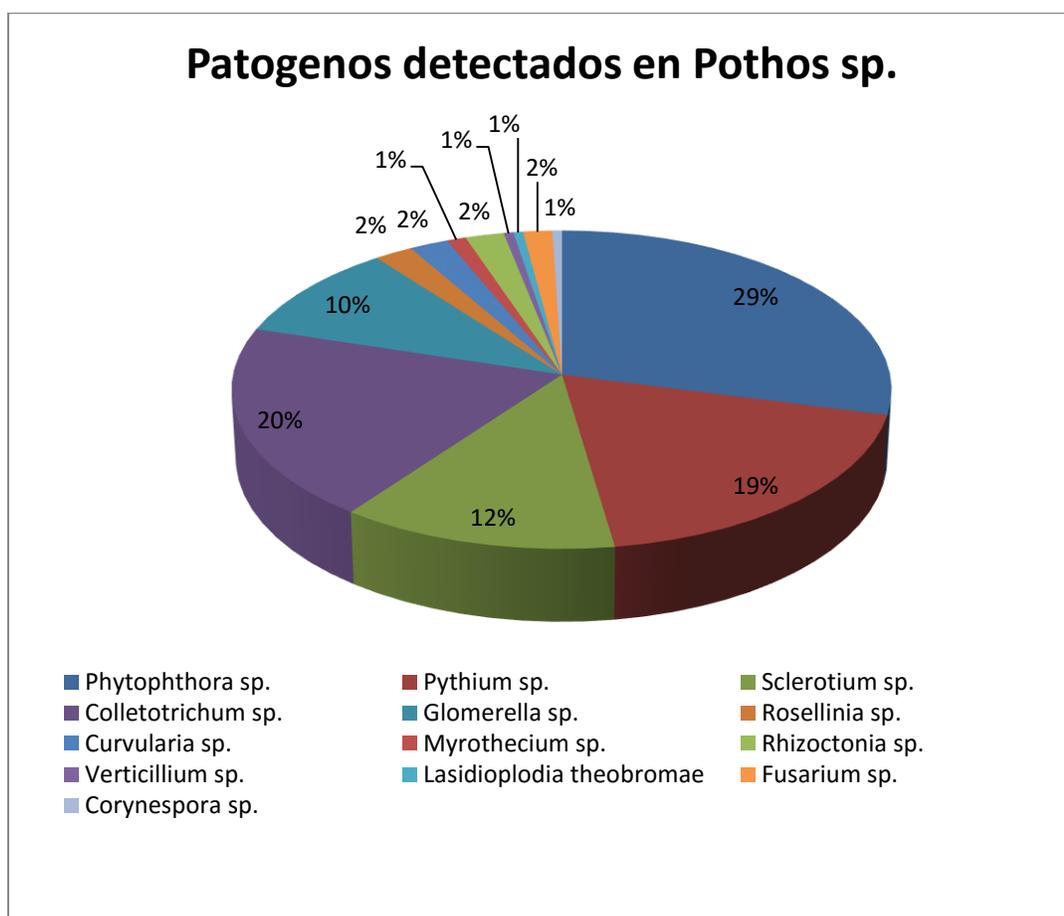
Cuadro 6. Plagas detectadas en el cultivo de Pothos (*Epipremnum aureum*), procedentes de siete unidades productivas durante el periodo de enero a diciembre de 2014.

UNIDAD PRODUCTIVA	PLAGAS EN POTHOS				
	AGENTES PATÓGENOS DETECTADOS	ALGAS DETECTADAS	NEMATODOS DETECTADOS	ARTRÓPODOS DETECTADOS	MOLUSCOS DETECTADOS
3	<i>Curvularia sp.</i> <i>Colletotrichum sp.</i> <i>Glomerella sp.</i> <i>Myrothecium roridum</i> <i>Rhizoctonia sp.</i> <i>Phytophthora sp.</i> <i>Pythium sp.</i> <i>Rosellinia sp.</i> <i>Sclerotium sp.</i> <i>Verticillium sp.</i>	No presenta	<i>Meloidogyne sp.</i> <i>Paratylenchus sp.</i>	<i>Furcaspis sp.</i> <i>Plastydesmus sp.</i> <i>Spodoptera exigua</i> <i>Amplinus sp.</i> <i>Aegithus sp.</i>	<i>Lamellaxis sp.</i> <i>Subulina sp.</i>
5	No Presenta	No presenta	No presenta	No presenta	<i>Milax sp.</i>
5	<i>Colletotrichum sp.</i> <i>Glomerella sp.</i> <i>Lasidiopodia theobromae</i> <i>Myrothecium sp.</i> <i>Phytophthora sp.</i> <i>Pythium sp.</i> <i>Rhizoctonia sp.</i>	No presenta	<i>Criconemoides sp.</i> <i>Helicotylenchus sp.</i> <i>Meloidogyne sp.</i> <i>Paratylenchus sp.</i> <i>PraTylenchus sp.</i>	<i>Furcaspis sp.</i> <i>Polydesmus sp.</i>	No presenta
9	<i>Colletotrichum sp.</i> <i>Corynespora sp.</i> <i>Curvularia sp.</i> <i>Fusarium sp.</i> <i>Phytophthora sp.</i> <i>Pythium sp.</i> <i>Sclerotium sp.</i> <i>Rhizoctonia sp.</i> <i>Rosellinia sp.</i>	No presenta	<i>Meloidogyne sp.</i> <i>Paratylenchus sp.</i> <i>PraTylenchus sp.</i> <i>Radopholus sp.</i>	<i>Amplinus sp.</i>	<i>Radix sp.</i> <i>Lamellaxis sp.</i>
11	<i>Colletotrichum sp.</i> <i>Glomerella sp.</i> <i>Fusarium sp.</i> <i>Phytophthora sp.</i> <i>Pythium sp.</i> <i>Rosellinia sp.</i> <i>Sclerotium sp.</i>	No presenta	<i>Criconemoide sp.</i> <i>Helicotylenchus sp.</i> <i>Meloidogyne sp.</i> <i>PraTylenchus sp.</i> <i>Scutellonema sp.</i> <i>Trichodorus sp.</i> <i>Tylenchus sp.</i>	<i>Sibovia sp.</i> <i>Agalliopsis sp.</i>	<i>Veronicella sp.</i> <i>Lamellaxis sp.</i> <i>Helicina sp.</i>
14	<i>Colletotrichum sp.</i> <i>Glomerella sp.</i> <i>Phytophthora sp.</i> <i>Pythium sp.</i> <i>Sclerotium sp.</i>	No presenta	<i>Criconemoide sp.</i> <i>Meloidogyne sp.</i> <i>PraTylenchus sp.</i> <i>Tylenchus sp.</i>	<i>Ellipes sp.</i> <i>Empoasca sp.</i> <i>Hyptia sp.</i> <i>Lyriomiza sp.</i> <i>Parallelomma sp.</i> <i>Scathophagidae (Familia)</i>	<i>Veronicella sp.</i> <i>Lamellaxis sp.</i>
18	<i>Colletotrichum sp.</i> <i>Phytophthora sp.</i> <i>Pythium sp.</i>	No presenta	No presenta	No presenta	No presenta

Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Según los reportes técnicos, entre las enfermedades que mas afectan al Pothos son las causadas por hongos y Oomycetos, tales como podredumbre de tallo y raíces causada por *Pythophthora sp.*, *Pythium spp.*, *Sclerotinia sp.*, *Rhizoctonia sp.*, *Sclerotium rolfsii* entre otras. (Moorman 2015) (Poole, R.T., Chase A.R. y Osborne L.S. 2015)

Figura 43. Agentes fitopatógenos detectados en pothos expresados en % de detección en las 7 unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Oomycetos y hongos:

Los patógenos con mayor frecuencia de detección fueron los Oomycetos *Phytophthora sp.* y *Pythium sp.*, que ambos suman un total de 48 % de frecuencia de detección, en la figura 44 se muestran los síntomas provocados por *Phytophthora sp.*

Figura 44. A. Síntomas de *Phytophthora sp.* en Pothos variedad marble queen. B. Plantas sanas y enfermas con *Phytophthora sp.* en Pothos variedad marble queen, captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Phytophthora tropicalis es una enfermedad que se encuentra cuarentenada y las pérdidas pueden ser muy altos para las plantas ornamentales que crecen en ambientes tropicales o subtropicales húmedos. Sin controles de diagnóstico y culturales 50-90% de la cosecha puede estar infectada y muchas plantas se descartan. Para algunos cultivos como Pothos más del 75% de las plantas puede convertirse en enfermos y necesitan ser reemplazados. Miles de dólares se pierden por *P. tropicalis* anual afectando a los cultivos de rosa, hiedra, pothos, clavel, palmas según (CABI, 2013). Coincide con la detección que se realizó durante el muestreo en las unidades productivas de pothos sobre *Phytophthora sp.* con 29 % de frecuencia.

También se encuentra reportada *Pythium splendens* en Pothos. Los esquejes usualmente muestran una pobre producción de raíces y un amarillamiento de las hojas. Al examinar los tallos y raíces se observa una pudrición oscura que se extiende desde la punta de la raíz hasta el cuello del tallo (OIRSA , 2001). La pudrición de raíces y tallos usualmente ocurre en parches sobre las camas de propagación como se puede observar en la figura 45 los síntomas de *Pythium sp.* en variedad golden.

Figura 45. Daño en raíces por *Pythium sp.* en Pothos variedad Golden, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

El segundo patógeno mas frecuentemente detectado fue *Colletotrichum sp.* , si se considera que el componente de la fase sexual es el genero *Glomerella sp.*, también tiene un volumen significativo y que en conjunto se toma con 30 %. En la figura 46 se presentan los síntomas provocados por *Colletotrichum sp.*

Figura 46. Síntomas de *Colletotrichum sp.* en Pothos variedad marble queen, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Otro patógeno con 12 % de frecuencia en detección es *Sclerotium sp.* en la figura 47 se muestran los síntomas provocados por *Sclerotium sp.* en Pothos variedad Golden.

Figura 47. Presencia de esclerocios en campo. B. Micelio de *Sclerotium sp.* en Pothos variedad Golden, durante el muestreo de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Con menos frecuencia se presentan *Rosellinia sp.* que provoca marchitamiento, *Rhizoctonia sp.* ocasionando lesiones de color marrón rojizo en tallos y raíces, *Curvularia sp.* afectando el área foliar con manchas cafés con halo clorótico, *Myrothecium sp.* que provoca lesiones de forma irregular y halo amarillo alrededor

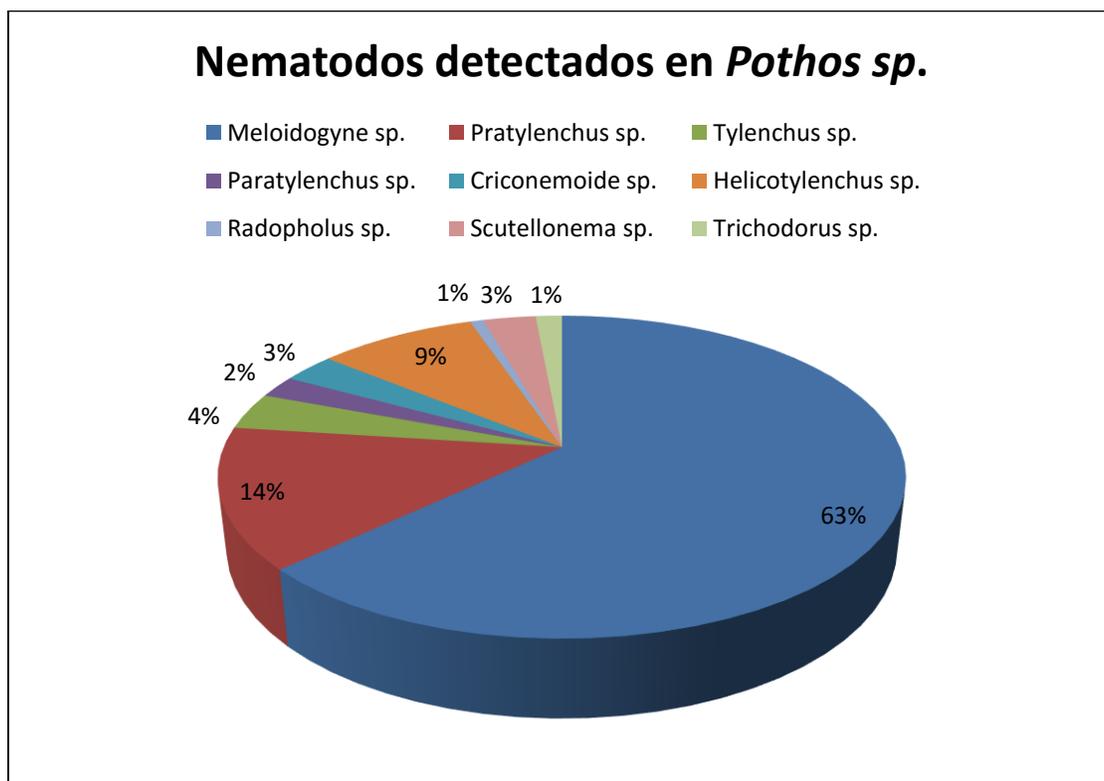
del perímetro de la hoja, *Verticillium sp.* ocasionando marchitamiento, *Fusarium sp.* ocasiona un amarillamiento y marchitamiento foliar, *Corynespora sp.* provoca unos puntos amarillos pequeños en la lámina foliar se desarrollan áreas necróticas que con el tiempo resulta una defoliación haciendo un volumen significativo de 12% de frecuencia en detección.

Las pérdidas que ocasiona *Rhizoctonia sp.* en los invernaderos son incalculables dada su capacidad rápida de diseminación. Además no solo causa pudrición radicular sino que también causa enfermedades foliares y tizones según (OIRSA , 2001).

Nematodos:

En el caso de nematodos, según la figura 48 de los géneros detectados en el cultivo de Pothos, el género más frecuentemente detectado fue *Meloidogyne sp.* seguido de *PraTylenchus sp.* 14%. y *Paratylenchus sp.* 2% seguido por *Tylenchus sp.* 4%, *Scutellonema sp.* 3%, *Criconemoide sp.* 3% y con menor frecuencia de detecciones *Radopholus sp.* 1% y *Trichodorus sp.* 1%.

Figura 48. Poblaciones de nematodos detectados en el cultivo de pothos expresados en % de detección en las siete unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Dentro del género *Meloidogyne* existen cuatro especies fundamentales: *Meloidogyne incognita*, *M. arenaria*, *M. javanica* y *M. hapla* estas especies son polífagas, ya que

parasitan diferentes hospedantes que abarcan casi todas las familias de plantas según (Basterrechea Gandarilla , 2005), coincide con el 63 % en frecuencia de detección en *Meloidogyne sp.*

Para el caso de *Radopholus sp.* nematodo que se encuentra cuarentenado según (EPPO, 2012). *R. similis* esta ampliamente distribuido en regiones tropicales y subtropicales, así como en invernaderos en Europa, debido fundamentalmente a la transferencia de material infectado de un país a otro, mientras que la distribución de *R. Citrophilus* esta limitada a la Florida, Lousiana, Hawai, República Dominicana, Guyana y Brasil. Otras plantas ornamentales hospedantes son especies de Hibiscus, Philodendron, Strelitzia, Chamadorea, Dieffenbachia, dizygotheca, Epipremnum, Maranta y Monstera (Basterrechea Gandarilla , 2005), que en este caso fue detectado *Radopholus sp.* en 1%.

Con respecto a la presencia de Oomycetos especialmente con *Phytophthora sp.* y nematodos existe coincidencia entre las seis de las siete unidades había presencia de ellos mientras que en la otra no se detectaron. Los géneros que coinciden en las seis unidades fueron *Meloidogyne sp.*, *PraTylenchus sp.*, *Helicotylenchus sp.*, y *Paratylenchus sp.* (Franklin, Gooch , Siddiqui, & Wilmont, 1972) por lo que se considera que en este caso para el cultivo de Pothos, al encontrar uno de los dos, obligadamente estarán ambos presentes.

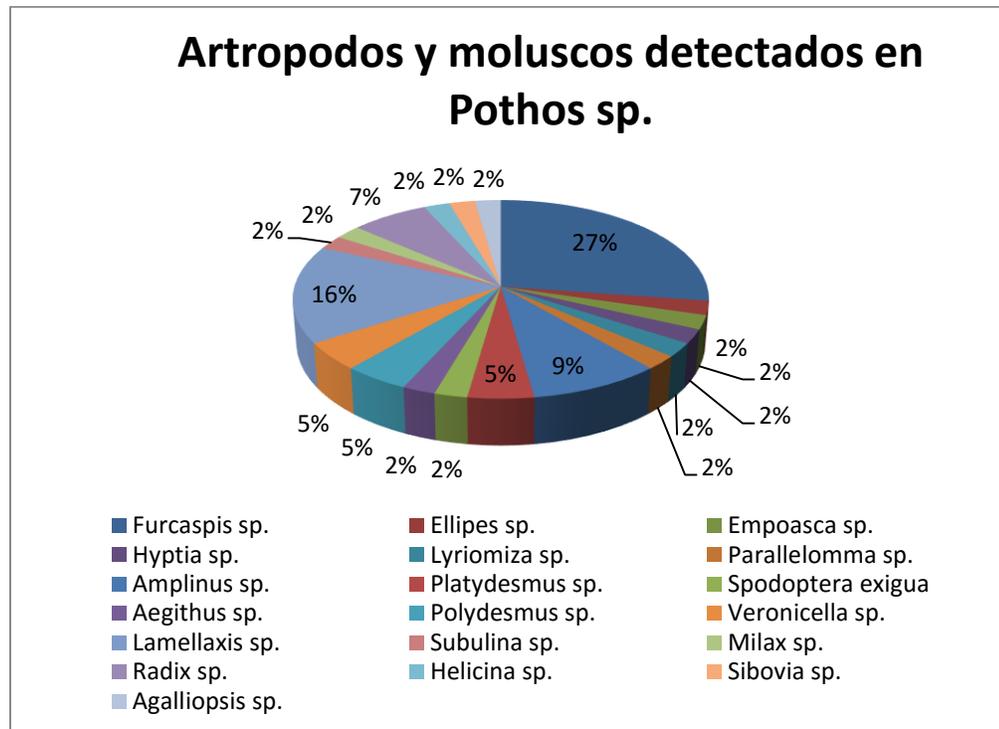
Por otro lado la presencia de ambos influye en forma negativa en la resistencia de la misma al complejo Colletotrichum-Glomerella, ya que este patógeno se considera de cierta forma un patógeno oportunista y en este caso se confirma esta condición. Lo que se podría considerar un patrón es que ante la presencia de Colletotrichum o Glomerella en el tejido foliar obligadamente habrá que realizar analisis para nematodos y oomycetos.

Este dato es importante para la toma de deciciones para el manejo, ya que la presencia de nematodos implica la presencia de Phytphthora y por lo tanto habrá stres en la planta y se manifestara Glomerella y su anamorfo Colletotrichum, esto obliga a realizar un programa de manejo para nematodos, oomycetos y hongos.

Artropodos y moluscos:

En cuanto a la presencia de artrópodos y moluscos, en la figura 49 se muestran los porcentajes de detección para cada género en el cultivo, cabe mencionar que se detectaron una especie de escama, tres especies de diplopodos, una especie de Lepidóptera, tres especies de la familia Cicadellidae, una especie de Coleóptera, dos especies de Dipteros, una especie de Hymenoptera y seis especies de moluscos.

Figura 49. Géneros de artrópodos y moluscos detectados en Pothos expresados en % de detección en las 7 unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.

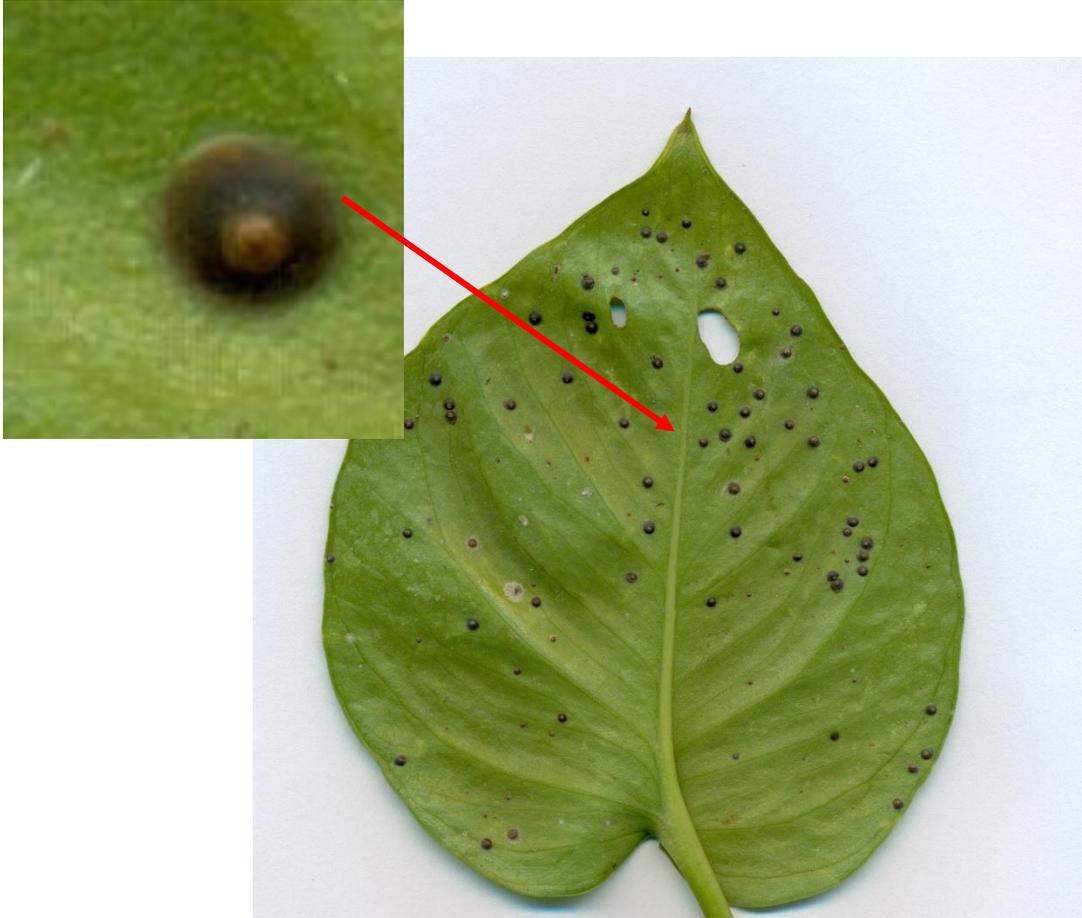


Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Los artrópodos más reportados en el cultivo son pulgones, araña roja, mosca blanca y cochinillas del género *Pseudococcus sp.* (Fonteriz, Julio Oliver, 2013), gusanos cortadores, generalmente del género *Spodoptera sp.*, que se presenta en las hojas de crecimiento, las babosas son importantes en la época lluviosa. (Acuña Brenes, Betty, 1992)

Entre los artrópodos más detectados en el cultivo es *Furcaspis sp.*, dado a que estos por la densidad de las plantaciones y la resistencia que muestran a los insecticidas es más difícil de controlarlos, teniendo un volumen significativo de 27 % de frecuencia en detección. En la figura 50 se muestra el daño de *Furcaspis sp.*, en Pothos variedad golden.

Figura 50. Presencia de *Furcaspis sp.* en Pothos variedad Golden, captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

En el caso de la escama *Furcaspis sp.* son un problema cuarentenario en plantas, flores y follaje de exportación (TenBrink & Hara, 1992).

Con menos frecuencia se detectaron *Ellipes sp.* 2%, *Empoasca sp.* 2%, *Hyptia sp.* 2%, *Lyriomyza sp.* 2%, *Parallelomma sp.* 2%, *Amplinus sp.* 9%, *Platydesmus sp.* 2%, *Spodoptera exigua* 2%, *Aegithus sp.* 2%, *Polydesmus sp.* 5%, *Sibovia sp.* 2%, *Agalliopsis sp.* 2%.

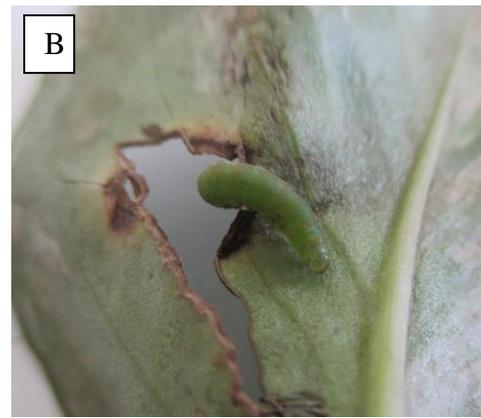
Figura 51. Presencia de *Polydesmus sp.* en Pothos variedad Golden. B. Presencia de *Amplinus sp.* en campo, captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Otro de los artrópodos detectados y determinados son milipodos de los Géneros *Polydesmus sp.* y *Amplinus sp.* Según (Emporia State University, 1999) los milipodos son fitosaprofagos por lo que no constituyen una plaga agrícola sino son transformadores de materia organica, mas sin embargo pueden ser detectados en embarques y provocar rechazos por lo que se debe tener el cuidado de evitar la contaminación en los embarques.

Figura 52. Presencia de *Agalliopsis sp.* en Pothos variedad marble queen. B. Presencia de *Spodoptera exigua* en Pothos variedad Golden, captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Para el caso del genero Spodoptera se reportan dos especies que se encuentran como plaga cuarentenada son *Spodoptera littoralis* y *Spodoptera litura* ambas son las plagas de lepidópteros agrícolas más destructivas dentro de su gama subtropical y tropical. Puede atacar numerosos cultivos de importancia económica durante todo el año. EPPO ha enumerado *S. litura* como A1 y *S. littoralis* como una plaga cuarentenaria A2. También consideran las dos especies de importancia cuarentenaria (CABI y EPPO , 2012).

Moluscos:

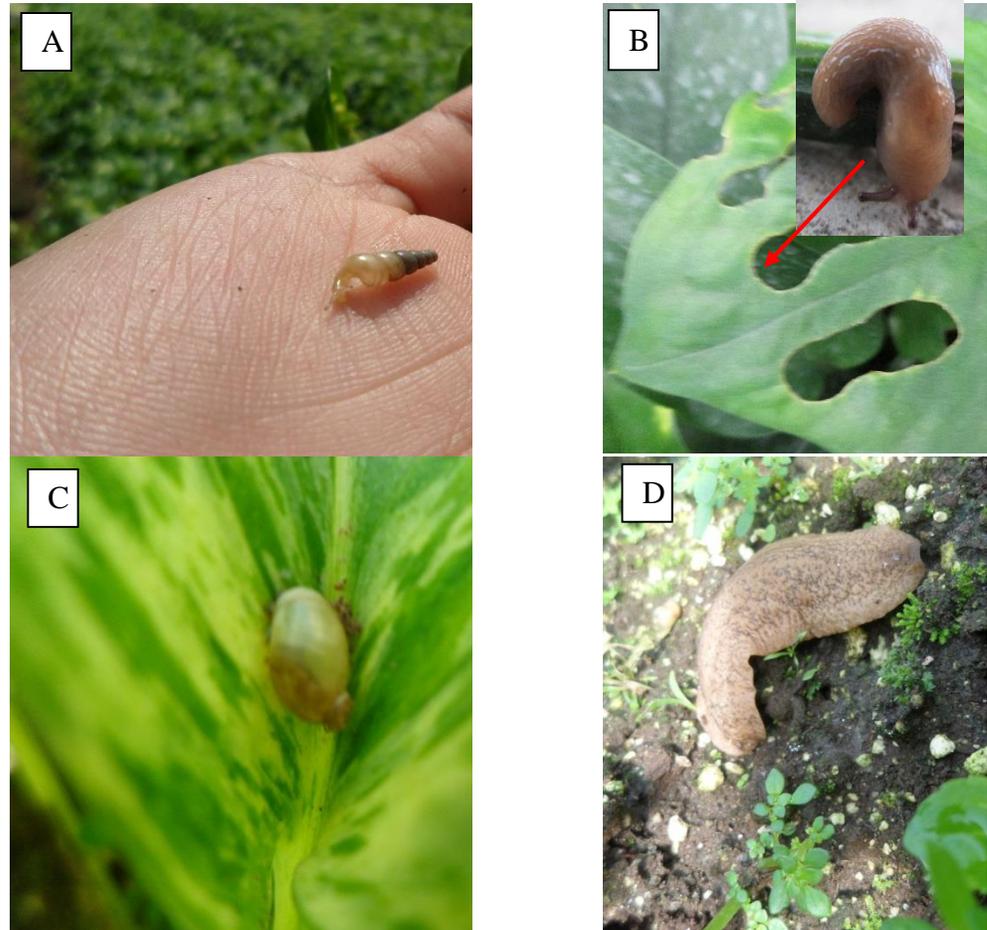
En el caso de los moluscos, fueron detectadas cuatro especies de caracoles en las áreas de producción de pothos, con una frecuencia de detección, estas fueron *Lamellaxis sp.* 16%, *Helicina sp.* 2%, *Subulina sp.* 2% y *Radix sp.* 7%.

También fueron detectadas dos especies de babosas estos son *Milax sp.* 2% y *Veronicella sp.* 5%. El daño que pueden ocasionar estos organismos básicamente es por alimentarse de las hojas y demeritar la calidad de los brotes al dejar una película de baba al momento de pasar por las hojas, además de que también pueden causar rechazos por la presencia en los embarques de brotes que son enviadas para la reproducción en invernaderos de los países de destino. En la figura 53 se observa la presencia de *Subulina sp.*, *Radix sp.*, *Milax sp.*, *Veronicella sp.*, en pothos variedad golden.

En el caso de la presencia de moluscos en este caso babosas el genero *Veronicella* esta considerada una plaga de importancia cuarentenaria para Estados Unidos las especies *Veronicella cubensis* y *Veronicella slonae* (Cowie, Dillon, Robinson, & Smith, 2009). *Veronicella sp.* se detectó con una frecuencia del 5%.

En el caso de la presencia de moluscos en este caso caracoles detectados y determinados en el cultivo de pothos se consideran no dañinos en el sistema de producción mas sin embargo para los países importadores es un riesgo potencial la presencia de estos organismos. Según (Cowie, Dillon, Robinson, & Smith, 2009) en un estudio de análisis de riesgo de invacion de especies de moluscos a Norte America, se identificaron mas de 46 especies de riesgo potencial e indican que la lista no es definitiva y que mantendrán vigilancia y renovación del listado constantmente lo que implica que las especies detectadas en el cultivo del pothos sean un riesgo de detección y rechazo automatico y en el peor de los casos declarada como plaga cuarentenaria, por lo que considerando el tamaño y la forma de invadir los tejidos deben de considerarse altamente riesgosos.

Figura 53. A. Presencia de *Subulina sp.* en Pothos variedad Golden. B. Daño foliar en Pothos variedad Golden por *Milax sp.* C. *Radix sp.* sobre hoja de Pothos variedad Golden. D. Presencia de *Veronicella sp.* en campo, captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

3.1.3.5 Tillandsia

El cultivo está presente en cuatro de las 20 unidades bajo muestreo, en el cuadro 7 se presenta en detalle las plagas por unidad y tipo de plaga detectada en el cultivo de Tillandsia. Según se muestra en el cuadro 7, hay coincidencias entre unidades productivas por lo que analizando la hipótesis se considera que se acepta ya que las plagas detectadas están ubicadas en el cultivo en las cuatro unidades que lo producen y fueron muestreadas en el presente estudio.

Al observar los resultados conforme a la frecuencia en que fueron encontrados según las muestras obtenidas se puede apreciar en el cuadro 7 y en la figura 54 se presenta la frecuencia de detección de los agentes patógenos detectados en el cultivo del Tillandsia, hongos y oomycetos, artrópodos, moluscos y algas.

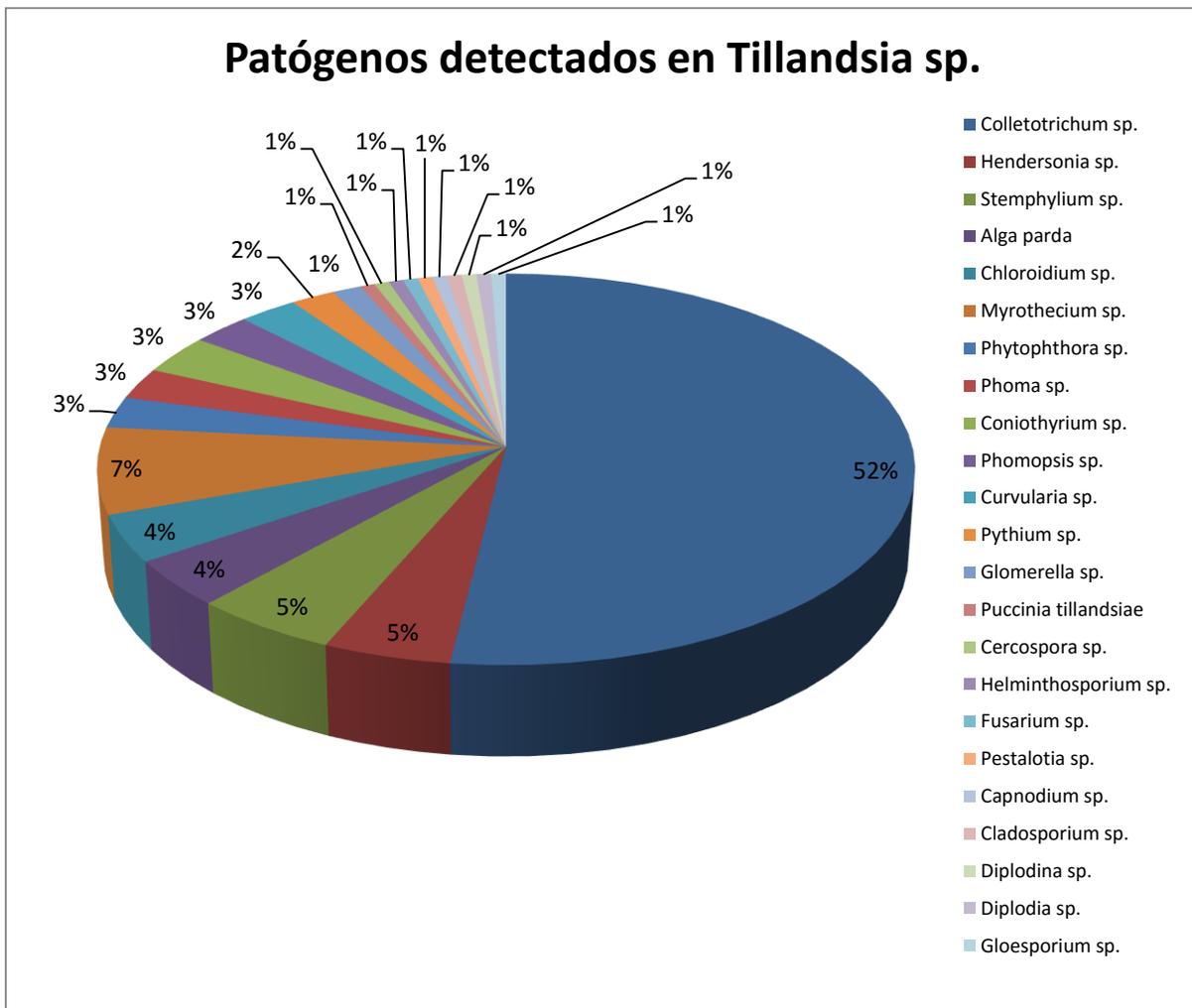
Cuadro 7. Plagas detectadas en el cultivo de Tillandsia procedentes de cuatro unidades productivas durante el periodo de enero a diciembre de 2014.

UNIDAD PRODUCTIVA	PLAGAS EN TILLANDSIA			
	AGENTES PATÓGENOS DETECTADOS	ALGAS DETECTADAS	ARTRÓPODOS DETECTADOS	MOLUSCOS DETECTADOS
6	<i>Colletotrichum sp.</i> <i>Curvularia sp.</i> <i>Coniothyrium sp.</i> <i>Helminthosporium sp.</i> <i>Myrothecium roridum</i> <i>Pestalotiopsis sp.</i> <i>Phoma sp.</i> <i>Phomopsis sp.</i> <i>Phytophthora sp.</i> <i>Stemphylium sp.</i>	<i>Trentepohlia sp.</i> <i>Chloroidium sp.</i> <i>Cephaleuros sp.</i>	<i>Dysmicoccus sp.</i> <i>Diaspis bromeliae</i> <i>Furcaspis sp.</i>	<i>No presenta</i>
12	<i>Colletotrichum sp.</i> <i>Cercospora sp.</i> <i>Curvularia sp.</i> <i>Diplodia sp.</i> <i>Fusarium sp.</i> <i>Glomerella sp.</i> <i>Myrothecium sp.</i> <i>Phomopsis sp.</i> <i>Phytophthora sp.</i>	<i>Trentepohlia sp.</i>	<i>Ingella sp.</i> <i>Platydesmus sp.</i>	<i>No presenta</i>
17	<i>Capnodium sp.</i> <i>Cladosporium sp.</i> <i>Colletotrichum sp.</i> <i>Coniothyrium sp.</i> <i>Curvularia sp.</i> <i>Diplodina sp.</i> <i>Glomerella sp.</i> <i>Hendersonia sp.</i> <i>Myrothecium sp.</i> <i>Phoma sp.</i> <i>Phomopsis sp.</i> <i>Phytohthora sp.</i> <i>Puccinia tillandsiae</i> <i>Pythium sp.</i> <i>Stemphylium sp.</i>	<i>Trentepohlia sp.</i> <i>Chloroidium sp.</i>	<i>Atta sp.</i> <i>Entomobrya sp.</i> <i>Cycloneda sanguinea</i>	<i>Hélix sp.</i> <i>Hialina sp.</i>
19	<i>Colletotrichum sp.</i> <i>Gloesporium sp.</i> <i>Phoma sp.</i>	<i>No presenta</i>	<i>No presenta</i>	<i>No presenta</i>

Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Según los reportes técnicos, los patógenos que más afectan a Tillandsia son *Puccinia tillandsiae*, *Colletotrichum sp.*, *Cercospora sp.*, *Pestalotia sp.*, *Curvularia sp.*, *Phoma sp.*, (Escobar M. 2001).

Figura 54. Agentes fitopatógenos detectados en Tillandsia expresados en % de detección en las cuatro unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.

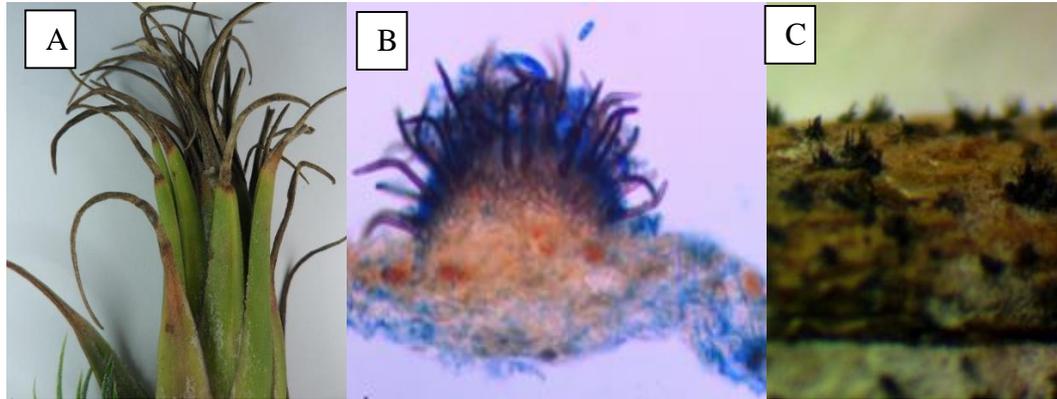


Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Oomycetos y hongos:

Los patógenos con mayor frecuencia de detección fueron los oomycetos *Colletotrichum sp.* y *Myrothecium sp.*, que ambos suman un total de 59% de frecuencia de detección y en Oomycetos un 5% de frecuencia de detección, en la figura 55 se muestran los síntomas provocados por *Colletotrichum sp.*

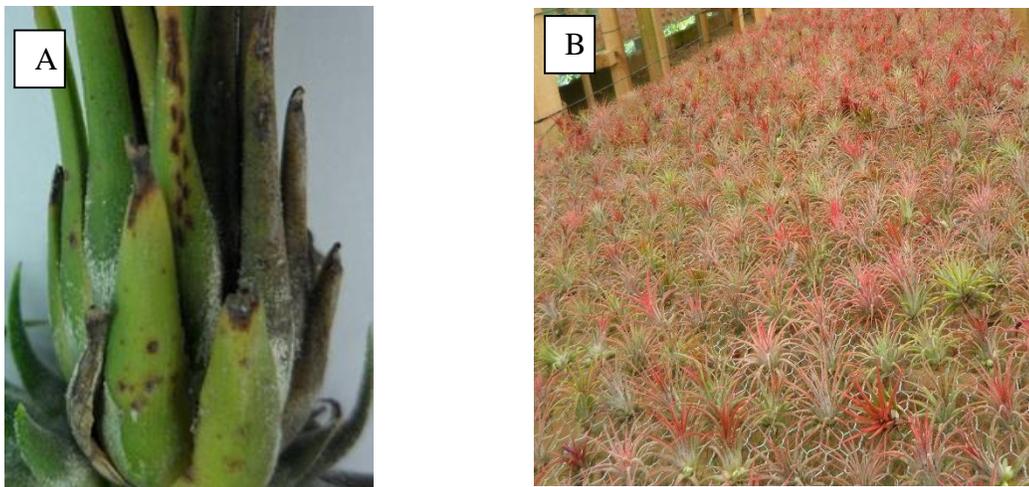
Figura 55. A. Síntomas de *Colletotrichum sp.*, en Tillandsia variedad ionantha, B, Vista macroscópica de conidios y setas de *Colletotrichum sp.*, C. Vista estereoscópica de estructuras del patógeno, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

En segundo lugar se encuentra *Myrothecium sp.*, también tiene un volumen significativo y que en conjunto se toma con 7%. En la figura 56 se presentan los síntomas provocados por *Myrothecium sp.*

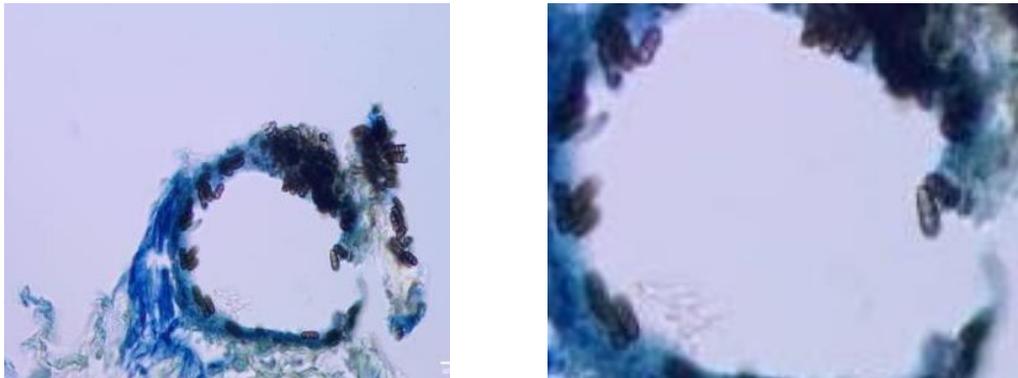
Figura 56. A. Síntomas de *Myrothecium sp.* en Tillandsia variedad ionantha. B. Plantas sanas, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Otro agente patógeno que es frecuente en el cultivo es *Hendersonia sp.*, con 5% de frecuencia de detección. En la figura 57 se muestran los síntomas provocado por *Hendersonia sp.*

Figura 57. Vista general de estructuras del patógeno de *Hendersonia sp.* en Tillandsia, en muestras captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Otro agente patógeno que es frecuente en el cultivo es *Stemphylium sp.*, con 5% de frecuencia de detección. En la figura 58 se muestran los síntomas en el tejido provocado por *Stemphylium sp.*

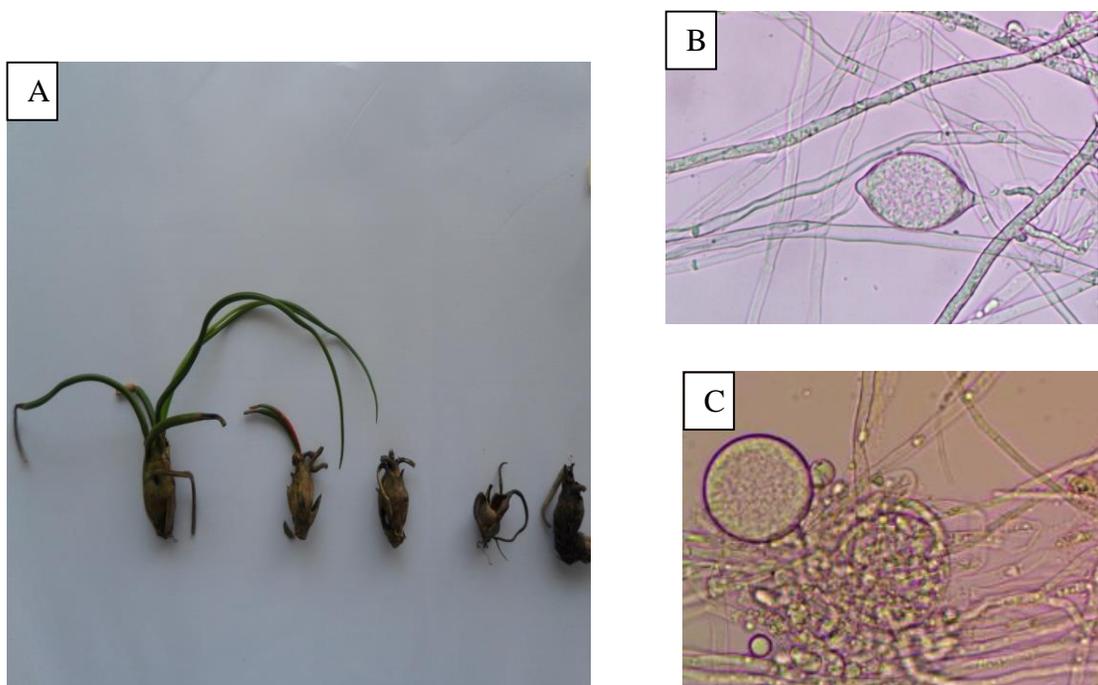
Figura 58. Síntomas de *Stemphylium sp.* en Tillandsia, en muestras captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Otros agentes patógenos en el cultivo de Tillandsia son los Oomycetos, los cuales se encontraron *Phytophthora* y *Pythium*, con 5% de frecuencia de detección. En la figura 59 se muestran los síntomas en el tejido provocado por *Phytophthora sp.*

Figura 59. Síntomas de *Phytophthora sp.* en Tillandsia variedad bulbosa, B. Estructuras microscópicas de esporangio papilado de *Phytophthora sp.* C. Estructuras microscópicas de oosporas de *Pythium sp.*, en muestras captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Con menos frecuencia se presentan *Phoma sp.*, con 3%, provocando manchas pequeñas de color marrón, *Coniothyrium sp.*, con 3% ocasionando necrosis en hojas según esta reportado (Melgarejo Nárdiz, y otros, 2008). *Phomopsis sp.*, con 3% provoca necrosis de la hoja (Tsantrizos, 1995), la enfermedad se caracteriza por grandes manchas de color marrón con márgenes indefinidos. Las lesiones se encuentran generalmente en las puntas o bordes de la hoja, permaneciendo prendidas en la planta durante bastante tiempo y *Curvularia sp.*, con 3%, presenta manchas y rayas alargadas de color marrón claro a oscuro, manchas que se corresponden con lesiones de forma irregular y de color negruzco (Melgarejo Nárdiz, y otros, 2008), sumando un porcentaje voluminoso significativo de 12% frecuencia en detección.

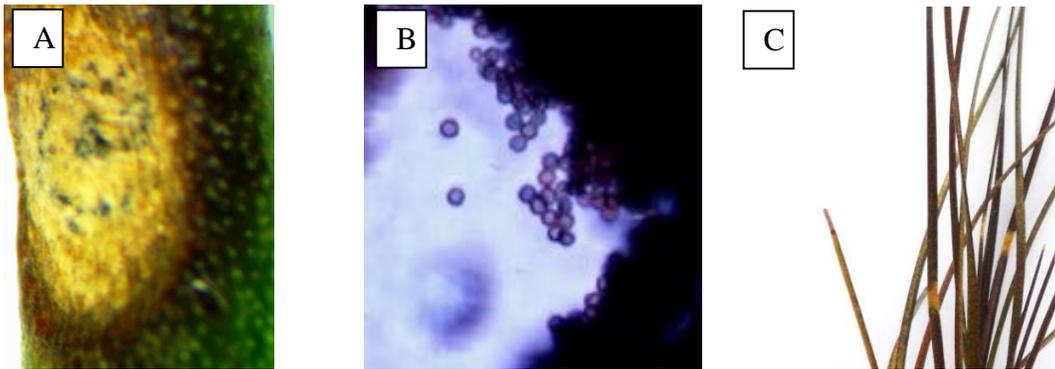
Glomerella sp., es el anamorfo de *Colletotrichum sp.*, y este patógeno desarrolla cuerpos fructíferos en la corteza, por lo general justo por debajo o por encima de nodos (Ahlawat, 2007), Las hojas se vuelven amarillas y se marchitan. Puntas de las ramas suelen morir. Partes de la planta por encima del cancro del tallo pierden vigor, se marchitan y mueren. Plantas dañadas muestran más síntomas durante el clima caliente y seco (Doubrava, McLeod Scott, & Blake, 2012), *Puccinia tillandsiae* los síntomas son pequeñas bronceado de manchas foliares marrones que son más fácilmente visto con iluminación posterior. (McRitchie & Burnett, 1981). Y *Cercospora sp.*, Las lesiones casi siempre se mantienen pequeñas, aisladas, pálidas al centro con un borde pigmentado

usualmente de color purpúreo, rojizo o marrón oscuro. Alta humedad relativa y temperatura entre 20-26°C favorecen la enfermedad (OIRSA , 2005). Haciendo una porcentaje voluminoso de 3 % de detección.

Según (Bromeletter , 1987) Óxido Tillandsia (*Puccinea tillandsiae*) se informó por primera vez en Bromeletter noviembre / diciembre de 1982. Desde entonces se ha deslizado a través de la cuarentena y ahora está apareciendo en colecciones australianas. *Puccinia tillandsiae* se ha encontrado en las especies Tillandsia de Guatemala, Honduras, Jamaica, México, Nicaragua y Panamá.

En la figura 60 se muestran los síntomas provocados por hongos con menor frecuencia de detección *Phoma sp.*, *Coniothyrium sp.*, *Puccinia tillandsiae*.

Figura 60. Síntomas de A. *Phoma sp.*, en variedad bulbosa, B. estructuras de conidios de *Coniothyrium sp.*, en *Tillandsia capitata*. C. *Puccinia tillandsiae* en tillandsia variedad festucoides.



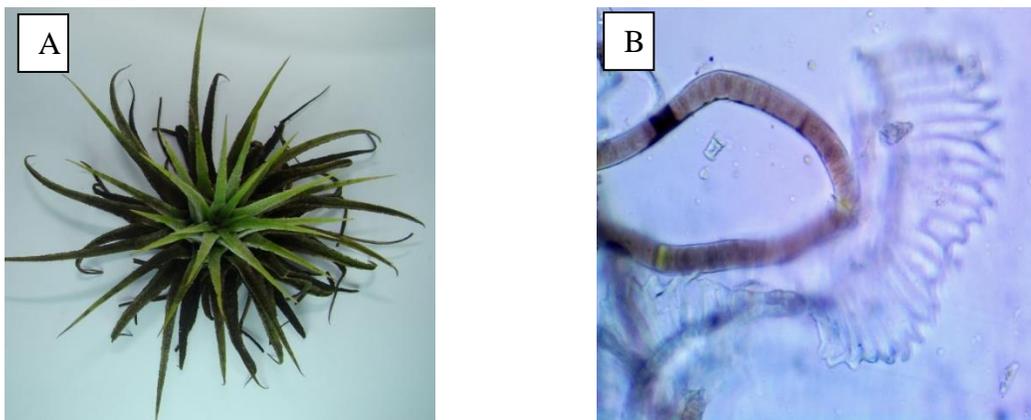
Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

ALGAS

Aunado a esto también se detectaron dos tipos de alga, una epifita que es *Trentepohlia sp.* y la otra de tipo epifito, *Chloroidium sp.*, que afecta por la cobertura sobre la lámina foliar como lo menciona (Lin, Lin, & Wu, 2012), ambas tienen en conjunto 8% de prevalencia.

En la figura 61 se presentan los síntomas provocados por el alga *sp.*, en el cultivo de Tillandsia.

Figura 61. A. Síntomas de *Trentepohlia sp.*, en Tillandsia variedad ionantha, y B. Estructura de *Trentepohlia sp.*, en muestras captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.

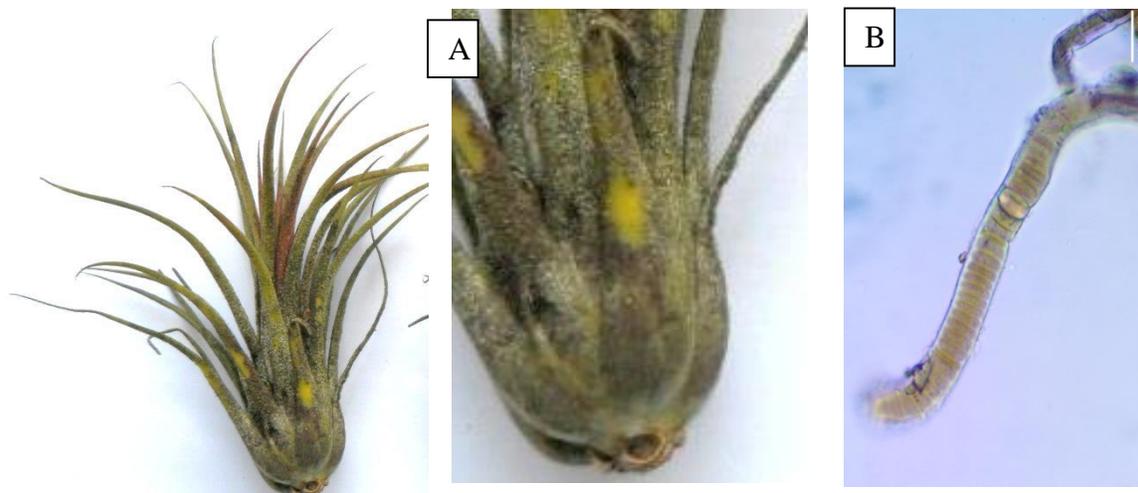


Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

En el caso de la Tillandsia, *Trentepohlia sp.*, ha sido reportada puede no se le ha dado mayor relevancia aunque si se le reporta cubriendo la superficie foliar (Brooks, 2004). López-Bautista, Waters D. A, y Chapman R. L. 2015 y (Lin, Lin, & Wu, 2012) La refieren también creciendo sobre hojas, ramas y frutos de plantas vasculares.

En la figura 62 se presentan los síntomas provocados por el alga *Chloroidium sp.*, en el cultivo de Tillandsia.

Figura 62. A. Síntomas de *Chloroidium sp.*, en Tillandsia variedad ionantha, B. Estructura microscópica de *Chloroidium sp.*, en muestras captadas durante el muestre efectuado de enero a diciembre de 2014.

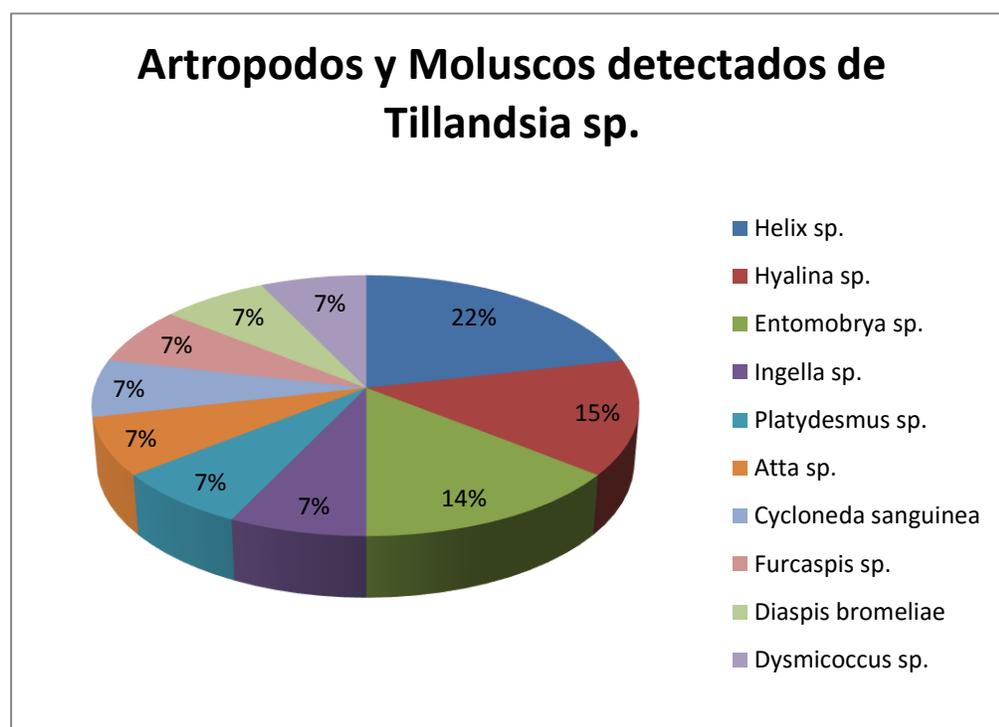


Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Artrópodos y moluscos

En cuanto a la presencia de Artrópodos y moluscos, en la figura 63 se muestran los porcentajes de detección para cada género en el cultivo, cabe mencionar que se detectaron una especie de ácaros, tres especies de escama, una especie de coleópteros, una especie de himenoptera, dos especies de otros artrópodos determinados y dos de moluscos.

Figura 63. Géneros de Artrópodos y moluscos detectados en Tillandsia expresados en % de detección en las 4 unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

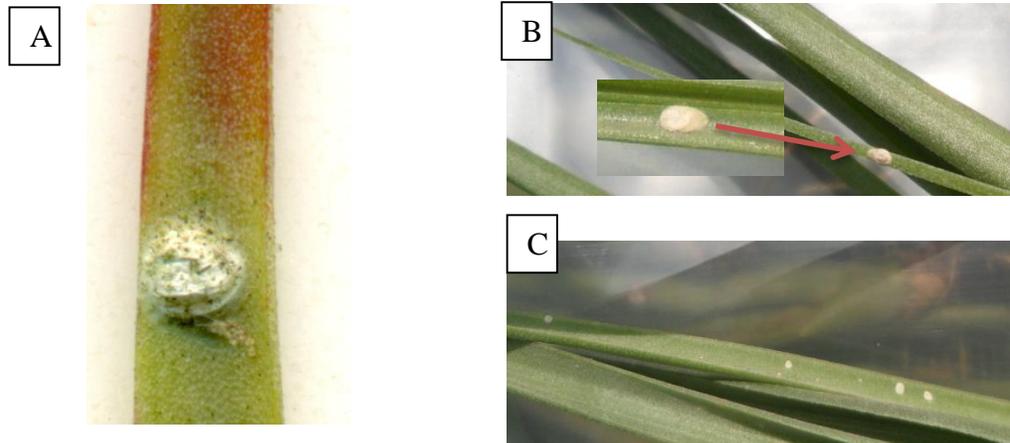
Artrópodos:

Los artrópodos más detectados en el cultivo de Tillandsia son los *Entomobrya sp.*, generalmente viven en el material vegetal caído en el suelo o debajo de la corteza de los árboles. Se alimentan de bacterias y hongos que se desarrollan en las superficies donde viven. Muchas de las especies de *Entomobrya* son gregarias (O'Connor & Klimov, 2012). En los ácaros encontrados está *Ingella sp.*, que es el ácaro del musgo o ácaro escarabajo, estos ácaros tienen distintas fuentes de alimento, incluyendo plantas vivas o muertas, hongos, líquenes, carroña y algunos son depredadores (Las chinitas de Chile, 2006). La inmensa mayoría de *Platydesmus* son herbívoros, detritívoros y se alimentan de materia vegetal fresca o en

descomposición. Algunos diplópodos son xilófagos y poseen simbioses en su sistema digestivo para digerir la celulosa y la lignina. Por último hay formas que prefieren una dieta carnívora o materia fecal y animales muertos, generalmente no son considerados como una plaga agrícola (Milipedes and Centipedes. (s. f.), (Huerto de Urbano, 2011) & (Monthly web magazine, 2015). *Atta sp.*, es una hormiga pero estas no son una plaga grave. *Cycloneda sanguinea L.*, es un depredador de insectos muy eficiente como agente de control biológico por su voracidad, respuesta funcional y respuesta numérica (Romero, Cueva & Ojeda, 1974). Entre otros Artrópodos se encuentran las escamas como *Furcaspis sp.*, que se alimenta de la savia causando pérdida de vigor, deformación de las áreas infestadas, manchas amarillas en las hojas y la muerte de las plantas (TenBrink & Hara, 1992). Esta escama es una plaga económicamente importante en orquídeas. Ocurre en los trópicos e invernaderos en climas más fríos (Espinoza et al, 2010). Al igual que *Diaspis bromeliae* y *Dysmicoccus sp.*

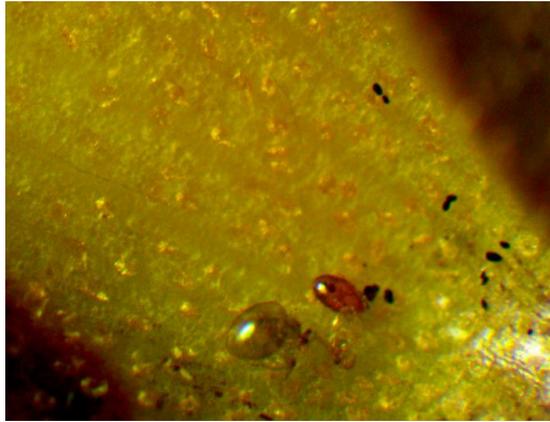
En la figura 64 se muestra de algunas escamas que se mencionan como principalmente plagas de Tillandsia, como *Furcaspis sp.*, *Diaspis bromeliae* y *Dysmicoccus sp.*

Figura 64. Presencia de *Furcaspis sp.*, en Tillandsia variedad juncea, B. Presencia de *Diaspis bromeliae*, C. Presencia de *Dysmicoccus sp.*, en muestras captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Figura 65. Presencia de *Ingella sp.*, en Tillandsia variedad ionantha, captadas durante el muestreo efectuado durante enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Moluscos:

En el caso de los moluscos, fueron detectadas dos especies de caracoles en las áreas de empaque de Tillandsia, estas fueron *Helix sp.*, y *hyalina sp.* el daño que pueden ocasionar estos organismos básicamente puede ser el rechazo por la presencia en los embarques de brotes que son enviadas para la reproducción en invernaderos de los países de destino. También podría demeritar la calidad de los brotes al dejar una película de baba al momento de pasar por las hojas.

Figura 66. Presencia de *Helix sp.*, recolectada del proceso de empaque y sobre el saran del invernadero, en muestras captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

En el caso de la presencia de moluscos en este caso caracoles detectados y determinados en el cultivo de Tillandsia se consideran no dañinos en el sistema de producción más sin embargo para los países importadores es un riesgo potencial la presencia de estos organismos. Según (Cowie, Dillon, Robinson, & Smith, 2009) en un estudio de análisis de riesgo de invasión de especies de moluscos a Norte America, se identificaron más de 46 especies de riesgo potencial e indican que la lista no es definitiva y que mantendrán vigilancia y renovación del listado constantemente lo que implica que

las especies que detectadas en el cultivo del Tillandsia sean un riesgo de detección y rechazo automático y en el peor de los casos declarada como plaga cuarentenaria, por lo que considerando el tamaño y la forma de invadir los tejidos deben de considerarse altamente riesgosos.

3.1.3.6 Schefflera

El cultivo esta presente en cuatro de las 20 unidades bajo muestreo, en el cuadro 8 se presenta en detalle las plagas por unidad y tipo de plaga detectada en el cultivo de Schefflera. Según se muestra en el cuadro 8, existe escasa coincidencia entre unidades productivas por lo que analizando la hipótesis se considera que se rechaza la misma, ya que no todas las plagas detectadas están ubicadas en el cultivo en las cuatro unidades que lo producen y fueron muestreadas en el presente estudio.

Al observar los resultados conforme a la frecuencia en que fueron encontrados según las muestras obtenidas se puede apreciar en el cuadro 8 y en la figura 67 se presenta la frecuencia de detección de los agentes patógenos detectados en el cultivo del Schefflera, hongos y oomycetos, nematodos, artrópodos, moluscos y algas.

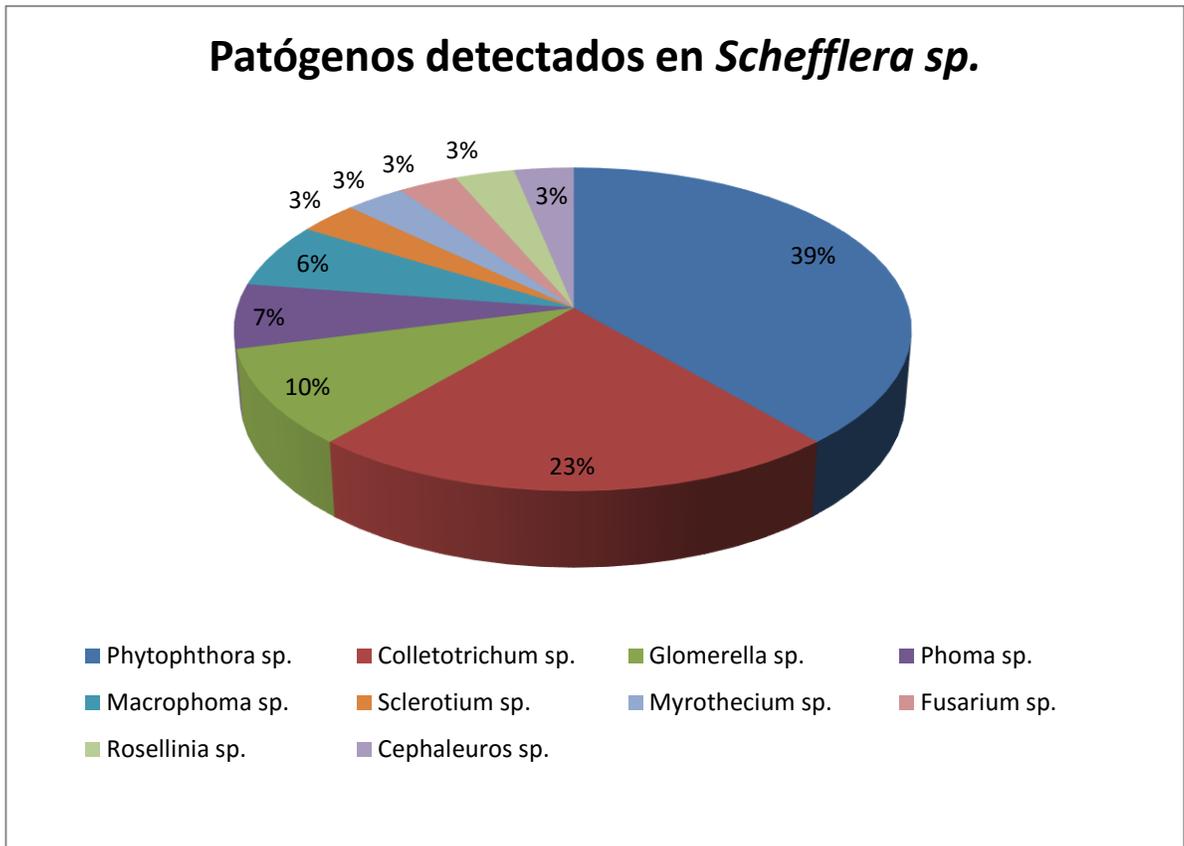
Cuadro 8. Plagas detectadas en el cultivo de Schefflera, procedentes de cuatro unidades productivas durante el periodo de enero a diciembre de 2014.

UNIDAD PRODUCTIVA	PLAGAS EN SCHEFFLERA				
	AGENTES PATÓGENOS DETECTADOS	ALGAS DETECTADAS	NEMATODOS DETECTADOS	ARTRÓPODOS DETECTADOS	MOLUSCOS DETECTADOS
4	<i>Colletotrichum sp.</i> <i>Glomerella sp.</i> <i>Phytophthora sp.</i> <i>Sclerotium sp.</i> <i>Fusarium sp.</i> <i>Macrophoma sp.</i> <i>Myrothecium sp.</i> <i>Phoma sp.</i> <i>Phomopsis sp.</i> <i>Rosellinia sp.</i>	No presenta	<i>Criconemoides sp.</i> <i>Helicotylenchus sp.</i> <i>Meloidogyne sp.</i> <i>Paratylenchus sp.</i> <i>Xiphinema sp.</i>	<i>Vinsonia stellifera</i> <i>Protopulvinaria pyriformis</i>	No presenta
7	<i>Phytophthora sp.</i>	No presenta	No presenta	No presenta	No presenta
11	No presenta	<i>Cephaleuros sp.</i>	No presenta	No presenta	No presenta
16	<i>Colletotrichum sp.</i>	No presenta	No presenta	No presenta	No presenta

Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Según los reportes técnicos, la enfermedad que mas afecta a la Schefflera es *Phytophthora parasítica*. (Puccio 2015), (Poole, R.T., Chase A.R. y Osborne L.S. 2015).

Figura 67. Agentes fitopatógenos detectados en Schefflera expresados en % de detección en las 4 unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Oomycetos y hongos:

Los patógenos con mayor frecuencia de detección fueron los oomycetos *Phytophthora sp.* con porcentaje de 41% de frecuencia de detección, en la figura 68 se muestran los síntomas provocados por *Phytophthora sp.*

Figura 68. A. Síntomas de *Phytophthora sp.* en Schefflera variedad sofia, B. Vista general de planta enferma Schefflera variedad trinette, C. Raíces de Schefflera enferma variedad capella, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

En segundo lugar se encuentra *Colletotrichum sp.*, y su teleomorfo *Glomerella sp.*, con un volumen significativo en conjunto de 33%. En la figura 69 se presentan los síntomas provocados por *Colletotrichum sp.*

Figura 69. Síntomas de *Colletotrichum sp.*, en Schefflera, variedad capella, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Otro agente patógeno que es frecuente en el cultivo es *Phoma sp.*, con 7% de frecuencia en detección. En la figura 70 se muestran los síntomas en el tejido de la hoja provocado por *Phoma sp.*

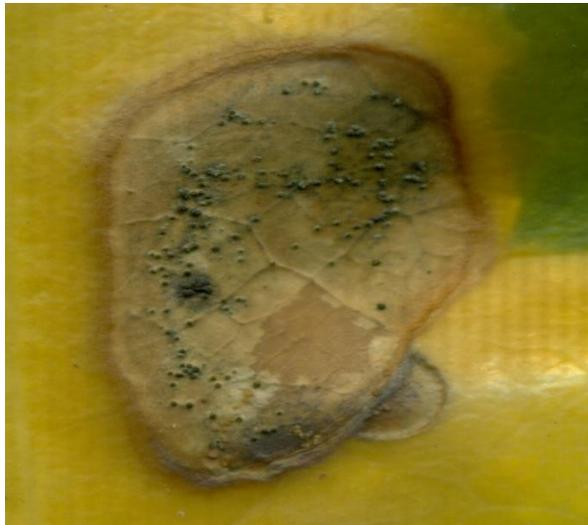
Figura 70. Síntomas de *Phoma sp.* en Schefflera, muestras captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Macrophoma sp., provoca manchas cafés en la hoja que se van agrandando, sobre la superficie se puede observar los signos en Schefflera variedad trinette. En la figura 71 se muestran los síntomas en el tejido de la hoja provocado por *Macrophoma sp.*

Figura 71. Síntomas de *Macrophoma sp.*, en Schefflera variedad trinette, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.

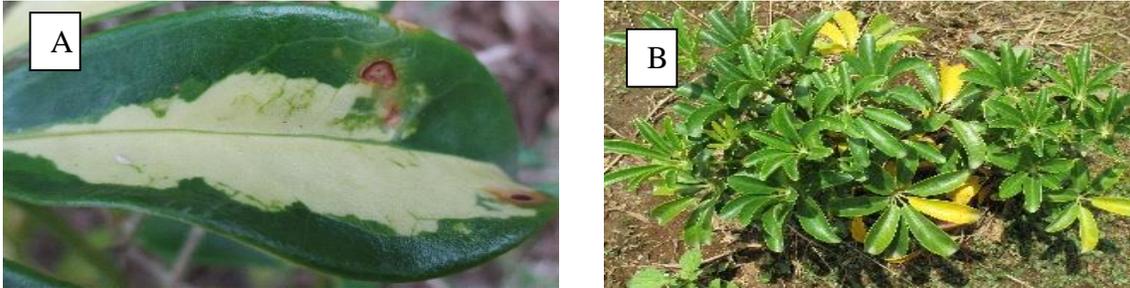


Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Con Menos frecuencia se presentan *Sclerotium sp.*, provocando marchitamiento en plantas. *Myrothecium sp.*, causando marchitez. Haciendo un porcentaje voluminoso

de 12 % de frecuencia en detección, en la figura 72 se muestran los síntomas provocados por *Myrothecium sp.*, y *Sclerotium sp.*

Figura 72. Síntomas de *Myrothecium sp.*, en Schefflera variedad trinette. B. Síntomas de *Sclerotium sp.* en Shefflera variedad mini arbicola.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Aunado a esto también se detectó un alga parasita que es *Cephaleuros virescens*, con un porcentaje de 3 % de prevalencia. *Cephaleuros sp.*, ha sido reportada en Schefflera como un patógeno foliar según Según (Marlatt & Alfieri Jr., 1981). En la figura 73 se presentan los síntomas provocados por el alga *Cephaleuros sp.*

Figura 73. Síntomas de *Cephaleuros sp.*, Schefflera variedad honkong, captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

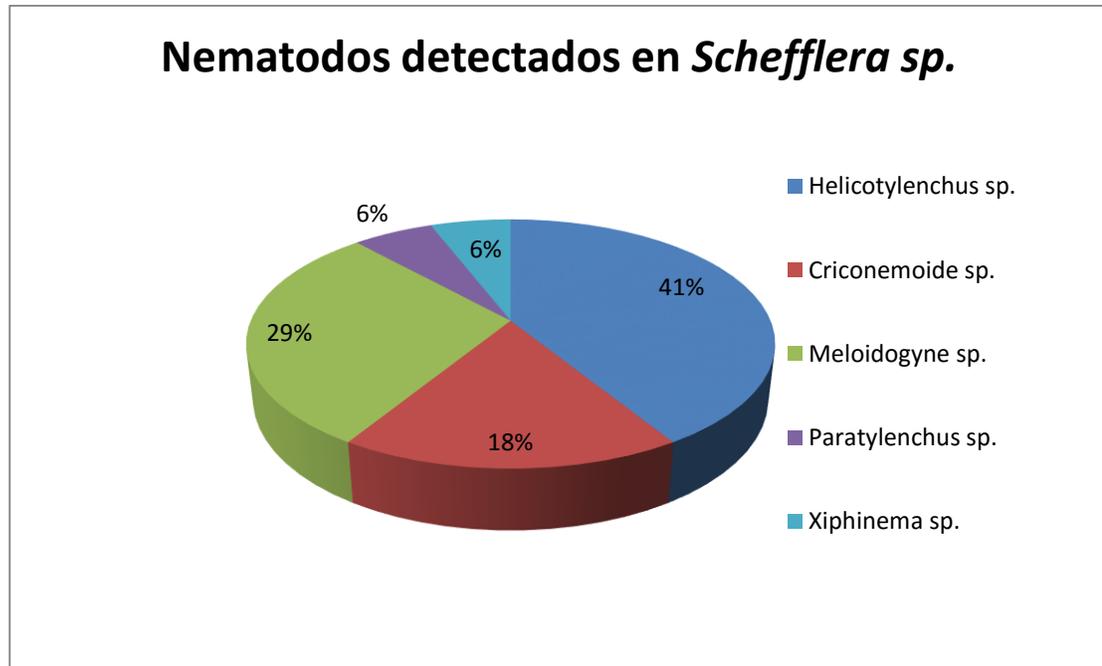
Nematodos:

En el caso de nematodos, según la figura 74 de los Géneros detectados en el cultivo de Schefflera, el genero mas frecuente detectado fue *Helicotylenchus sp.*, seguido de *Meloidogyne sp.* y *Criconemoides sp.*, seguido por *Paratylenchus sp.* y *Xiphinema sp.*, con menor frecuencia de detecciones.

Para el cultivo de Schefflera, *Meloidogyne javanica* (Basterrechea, 2005) *Criconema californicum* (Crosby, 2006), *Helicotylenchus digonicus* (Bureau of Plant

Industry, U.S. Department of Agriculture, 2014), algo que coincide con el levantamiento realizado en este cultivo ya que según los datos, la frecuencia de detección para *Helicotylenchus sp.* es de 41%, *Meloidogyne sp.* es de 29 %, *Criconemoide sp.* es de 18 %, *Paratylenchus sp.* y *Xiphinema sp.* ambos suman un porcentaje de 12%.

Figura 74. Poblaciones de nematodos fitopatógenos detectados en *Schefflera* expresados en % de detección en las 4 unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Con respecto a la presencia de hongos, oomycetos y nematodos existe coincidencia entre una de las cuatro unidades donde coinciden *Colletotrichum*, *Glomerella*, *Phytophthora* y *Helicotylenchus sp.*, *Meloidogyne sp.* y *Criconemoide sp.*, al respecto de este asocio se considera que existe sinergismo entre los tres patógenos.

Para el cultivo de *Schefflera* se reporta las especies *Helicotylenchus sp.*, *Meloidogyne incognita*, *M. arenaria*, *M. javanica* ocasionando impacto económico significativo en la producción de *Schefflera* en Florida (Lehman , 1984), por lo que coincide con la detección al muestreo teniendo un 41 % de *Helicotylenchus sp.* y *Meloidogyne sp.* con 29%. En el caso del genero Criconemoides que fue el tercero mas frecuente también lo reportan en altas poblaciones en este cultivo según el estudio realizado por (Al-Sayed, Al-Sayed, Abdel-Rahman, & Kesba, 2014).

El asocio de nematodos y Oomycetos se considera que existe sinergismo entre los nematodos y *Phytophthora sp.* ya que según (Franklin, Gooch , Siddiqui, & Wilmont, 1972) existe relación patogénica *Paratylenchus sp.* y *Phytophthora sp.* por

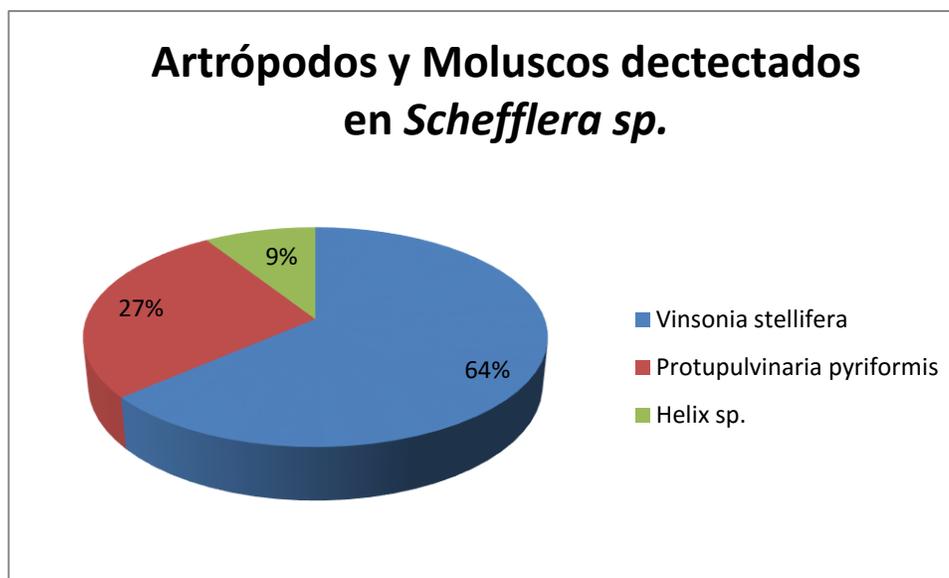
lo que se considera que en este caso para el cultivo de Schefflera, al encontrar cualquiera de los dos, obligadamente estarán presentes. Por otra parte la presencia de ambos contribuye de forma negativa en la resistencia de la misma al complejo Colletotrichum-Glomerella, ya que se considera un patógeno oportunista y en este caso se confirma esta condición. Lo que se podría considerar un patrón es que ante la presencia de Colletotrichum o Glomerella en el tejido foliar obligadamente habrá que realizar análisis para nematodos y oomicetos.

Este dato es importante para la toma de decisiones para el manejo, ya que la presencia de nematodos implica la presencia de Phytophthora y por lo tanto habrá estrés en la planta y se manifestará Glomerella y su anamorfo Colletotrichum, esto obliga a realizar un programa de manejo para nematodos, oomicetos y hongos.

Artropodos y moluscos:

En cuanto a la presencia de Artropodos y moluscos, en la figura 75 se muestran los porcentajes de detección para cada género en el cultivo, cabe mencionar que se detectaron dos especies de escamas y un caracol.

Figura 75. Géneros de Artropodos y moluscos detectados en Schefflera expresados en % de detección en las 4 unidades productivas que se dedican a este cultivo, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



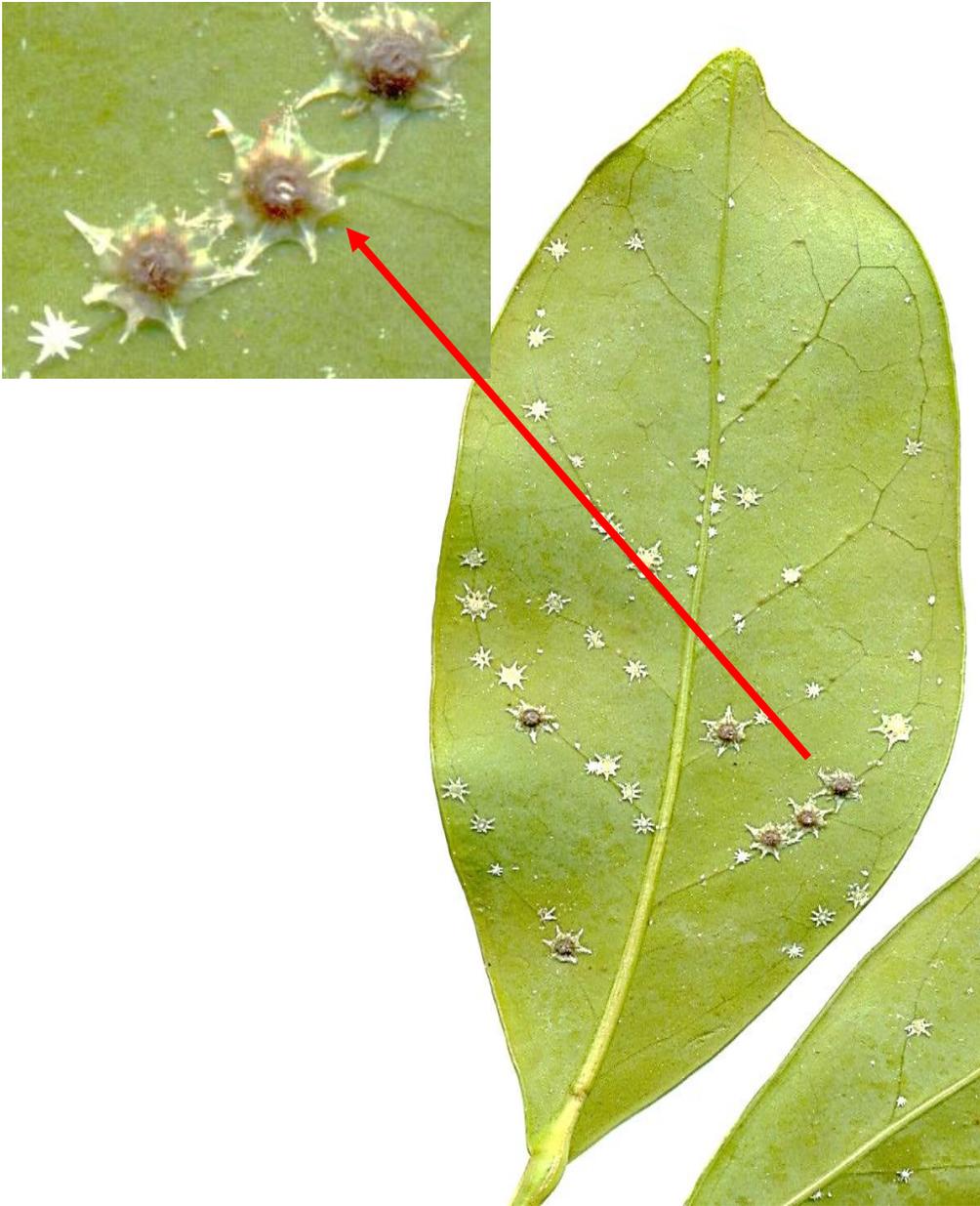
Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Artropodos:

Los artrópodos más detectados en el cultivo son escamas, quizá la más importante es *Vinsonia stellifera* también denominada escama estrella teniendo un 64 % de detección, la cual es sujeta de cuarentena especialmente para el estado de Florida según la publicación de alerta de plagas del servicio de Cuarentena del estado (Hodges, Florida Department of Agriculture and Consumer Services, 2015). Dado a que estos por la

densidad de las plantaciones y la resistencia que muestran a los insecticidas es más difícil controlarlos. Las especies detectadas *Vinsonia stellifera*, *Protopulvinaria pyriformis* y se han descrito asociadas al cultivo de Schefflera (Plant Health Brief , 2014). En la figura 76 se muestra la escama *Vinsonia stellifera* en Schefflera variedad hongkong.

Figura 76. Daños ocasionados en Schefflera variedad hongkongos por la presencia de escamas de la especie *Vinsonia stellifera*, captadas durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Protopulvinaria pyriformis ocasiona daño, así como otras escamas, no sólo es la extracción de la savia de follaje, sino también excretar grandes cantidades de mielada

que apoyan el crecimiento de hongo fumagina, y conduce a defoliación, es una especie cosmopolita (Hammon & Williams , 1984). *Protopulvinaria pyriformis* tiene un porcentaje de 27 % de detección. Coinciden con los reportes técnicos de las escamas que afectan al cultivo de Schefflera son *Protopulvinaria pyriformis* llamada escama de la hoja y *Vinsonia stellifera* llamada escama estrellada (Urtiaga, 2007), en la figura 77 se muestra la escama *Protopulvinaria pyriformis* en Schefflera variedad trinette.

Figura 77. *Protopulvinaria pyriformis* en Schefflera variedad trinette, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Un estudio de estos materiales ha aumentado el número de insectos escama blanda actualmente conocidos a partir de Guatemala a 29 especies pertenecientes a 23 géneros. Guatemala actualmente ocupa el segundo lugar en el número de escamas blandas conocidas de los países centroamericanos por debajo Panamá, que tiene 36 especies registradas pertenecientes a 18 géneros (Williams M. L., 2010).

Moluscos:

En el caso de los moluscos, fue detectada una especie de caracol en las áreas de producción de Schefflera, esta fue *Helix sp.*, con detección del 9 %. El daño que pueden ocasionar estos organismos básicamente es por alimentarse de las hojas y demeritar la calidad de los brotes al dejar una película de baba al momento de pasar por las hojas, además de que también pueden causar rechazos por la presencia en los embarques de

brotos que son enviadas para la reproducción en invernaderos de los países de destino. En la figura 78 se observa *Helix sp.*

Figura 78. Mollusco del género *Helix sp.*, durante el muestreo efectuado de enero a diciembre de 2014.



Fuente: Proyecto FODECYT 054-2013

Helix aspersa, *Helix pomatia*, *Helix figulina*, *Helix lucorum*, *Helix aperta* son especies cosmopolitas y polífagas que se les puede encontrar en muchas especies, las cuales están sujetas de cuarentena especialmente America Latina y el Caribe según (Berg, 2004).

4 PARTE IV.

4.1 CONCLUSIONES

- Se establece la presencia y distribución de amplia diversidad agentes plagas asociados a los cultivos de croton, dracaena, hiedra, pothos, schefflera y tillandsia en 20 unidades de producción ubicadas en distintas regiones del país.
- Durante el proceso de investigación se realizaron 1731 análisis de plagas en laboratorio, que comprenden fitopatología: hongos, chromystas y bacterias 579 análisis, nematodos de suelo y raíz 964 análisis, entomología, Artrópodos y moluscos 188 análisis que incluyeron las determinaciones respectivas.
- Se pudo establecer que existen al menos dos patógenos en común para las 20 unidades productivas y los seis cultivos bajo muestreo y que son riesgo potencial para la fitosanidad de las ornamentales en este caso se trata del Oomyceto del género *Phytophthora sp.* y del hongo Ascomyceto *Glomerella sp.* y su anamorfo *Colletotrichum sp.*
- Un agente de importancia detectado es *Puccinia tillandsiae*, roya de la Tillandsia que es una plaga de importancia cuarentenaria para el cultivo de Tillandsia sp.
- Otro tipo de hongo detectado asociado a pudriciones de tallos y raíces es el genero *Sclerotium sp.*, asociado a Pothos y Scheffleras.
- Se detecta la presencia de tres tipos de algas, dos epifitas y una parasita, las tres causan problema, las epifitas *Chloroidium sp.* y *Trentepohlia sp.* por daño estético y la parásita *Cephaleuros virescens* por daño patológico,

- En el caso de los nematodos el género de mayor presencia es *Meloidogyne sp.*, con 81% de prevalencia entre unidades productivas.
- Otros Géneros de alto grado de prevalencia son *Pratylenchus sp.*, *Helicotylenchus sp.* y *Scutelonema sp.*
- Se reporta la detección el género *Radopholus sp.*, el cual continua siendo de riesgo potencial para la detección y cuarentena.
- En el caso de los artrópodos la mayor prevalencia fue de ácaros, y coccoideos (escamas y cochinillas) fueron detectados con 50% de prevalencia entre unidades productivas.
- Se determinó la presencia de los acaros *Polyphagotarsonemus latus*, *Brevipalpus sp.*, y *Tetranychus sp.*, asociados a Dracaena, Croton, y Hiedra.
- Se determino la presencia de los coccidos *Dismicoccus sp.*, y *Pseudococcus sp.* asociados a Tillandsia y hiedra, ambas de importancia cuarentenaria.
- Se determina la presencia de escamas *Furcaspis sp.* en Tillandsia sp., Epipremnum aureum, hiedra, *Vinsonia stellifera*, *Protopulvinaria pyriformis*, en Schefflera, *Diaspis bromeliae* en Tillandsia y *Unaspis citri* en Dracaena.
- En el caso de los moluscos se detectan la presencia de *Hélix sp.*, *Hialina sp.*, *Veronicella sp.*, *Lamellaxis sp.*, *Radix sp.*, *Subulina sp.*, en los cultivos de Croton, Hiedra, Pothos, y Tillandsia.

4.2 RECOMENDACIONES

- Se recomienda realizar nuevos monitoreos en los cultivos bajo estudio debido a que se considera que pueden detectarse otras especies de plagas asociadas en los mismos cultivos bajo estudio.
- Dado a la alta prevalencia de plagas detectadas en los cultivos bajo estudio se considera necesario ampliar el estudio a otras especies de ornamentales de exportación y otras zonas de producción en el país.
- Se considera necesario realizar investigación para establecer las especies presentes de *Phytophthora sp.*, debido a la alarma y cuarentena mundial por especies de importancia como *P. ramorum*, *P. kernovia* y *P. tropicalis*, esta ultima especie detectada en Guatemala dentro del marco del proyecto Concyt 01-2007
- Se recomienda realizar evaluaciones para la determinación de las especies de *Colletotrichum sp* y su Teleomorfo *Glomerella sp.* detectados con alta frecuencia a lo largo del muestreo con prevalencia del 100% de unidades monitoreadas.
- Realizar programas de capacitación y divulgación entre las unidades productivas participantes y otros productores de estos cultivos con el objeto de que conozcan los problemas que los aquejan y puedan implementar las medidas de prevención y manejo necesarias.

- Realizar estudios dirigidos a formular y evaluar programas de manejo integrado a cada uno de los cultivos bajo estudio y combinaciones y alternancia entre estos ya que muchas unidades productivas tienen dos o más de estos.

IV.3 REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Referencias

- Abad-Campos, P., Perez-Sierra, A., Alvarez, L. A., Armengol, J., López-Pineda, R., Sanchez-Pérez, A., . . . Alvarez-Valenzuela, G. (2008). A survey of Phytophthora and Pythium associated to export crops in Guatemala. *Third Internacional Workshop Integration of Traditional and Modern Approaches for Investigation The Taxonomy and Evolution* (págs. 1-47). Turin, Italia : Lingotto Conference Centre.
- Acuña Brenes, Betty. (1992). *Técnicas para la producción de Pothos, filodendro "Cordatum" y Maranta en Costa Rica*. San José, Costa Rica .
- Acuña, B. B. (1999). *Técnicas para la producción de Dracaena Marginata en Costa Rica*. Costa Rica. Recuperado el 22 de Octubre de 2015
- Ahlawat, Y. S. (30 de Abril de 2007). *PLANT PATHOLOGY*. New Delhi, India: Indian Agricultural Research Institute. Recuperado el 18 de Octubre de 2015, de Crop Diseases and their Management:
<http://nsdl.niscair.res.in/jspui/bitstream/123456789/647/1/revised%20crop%20Diseases-%20Formatted.pdf>
- Ainsworth, C. G. (1978). *Dictionary of the Fungi* . England: Commonwealth Mycological Institute .
- Alfieri, S. A., Schouties, C. L., & El-Gholl, N. E. (1980). *Nectriella (Kutilakesa) pironii, a pathogen of ornamental plants. Proc. Fla. . United State: State Hort.*
- Al-Sayed, A., Al-Sayed, A. A., Abdel-Rahman, & Kesba, H. H. (2014). Phytonematode Community Structure and Dynamics on Ornamental Plantations of Egypt. *Agronematología*, 1-18.
- Alvarado, M., Villalgorido, E., Berlanga, M., González, E., Serrano, A., & De La Rosa, A. (1994). Contribución al conocimiento del mosquito verde (Empoasca decedens Paoli) en melocotonero en el Valle del Guadalquivir. *Bol. San. Veg. Plagas* , 1-13.
- Alvarez Valenzuela, G. A. (2010). *Detección y caracterización de especies de comycetes asociados a cultivos de exportación en la región central de Guatemala, Gustavo Adolfo Alvarez Valenzuela*. Obtenido de <http://senacyt.concyt.gob.gt/>:
<http://glifos.concyt.gob.gt/asp/getFicha.asp?glx=4224.glx&skin=&recnum=1&maxrecnum=1&searchString=%28@buscable%20S%29%20and%20%28@encabezamiento%20PYTHIUM%20and%202007%20and%202008%20and%20GUATEMALA%20and%20SACATEPEQUE%20and%20CHIMALTENANGO%20and%20BAJA%2>
- Alvarez-Sánchez, J., & Naranjo-García, E. (2003). *Ecología del suelo en la selva tropical húmeda de México* . México : Instituto de Ecología, A. C., Instituto de Biología y Facultad de Ciencias, UNAM.

- Ames de Icochea, T. (1997). *Enfermedades Fungosas y Bacterianas de Raíces y Tubérculos Andinos*. Lima, Perú : Centro Internacional de la Papa (CIP).
- Andersen . (2002). *Iridomyrmex undescribed* . Obtenido de Landcare research : <http://www.landcareresearch.co.nz/publications/factsheets/Factsheets/iridomyrmex-sp.-undescribed>
- Andreu Rodríguez, C. M., & Gómez Sousa , J. R. (2007). *La sanidad vegetal en la agricultura sostenible* . Santa Clara, Cuba : Universidad Central "Marta Abreu de las Villas".
- Arguedas , M. (16 de Junio de 2009). La "Corona de Agalla" (Agrobacterium tumefaciens). *Kurú: Revista Forestal (Costa Rica)*, 1-5. Recuperado el 07 de Septiembre de 2015, de Kurú: Revista Forestal (Costa Rica): <http://dialnet.unirioja.es/descarga/articulo/5123368.pdf>
- Ballestero, J. G. (03 de 07 de 2012). *Isopodo (Cochinilla de la humedad)*. Obtenido de Biomoncayo, Fauna y flora del Moncayo y su Comarca: <http://biomoncayo.blogspot.com/2012/07/cochinilla-de-la-humedad-isopodo.html>
- Barnett, H. L., & Hunter, B. B. (1972). *Illustrated genera of the imperfect Fungi. Third edition*. California, Estados Unidos: Burgess Publishing Compani .
- Basterrechea Gandarilla , H. (2005). Algunos aspectos sobre las principales especies de fitonematodos asociados a los cultivos de plantas ornamentales . *Fitosanidad Vol. 9*, 49-57.
- Basterrechea, H. (02 de 06 de 2005). *Algunos aspectos sobre las principales especies de fitonematodos asociadas a los cultivos de plantas ornamentales* . Recuperado el 10 de 9 de 2015, de Laboratorio Central de Cuarentena Vegetal. Centro Nacional de Sanidad Vegetal, Plaza de la Revolución, Ciudad de la Habana : [http://www.inisav.cu/fitosanidad/2005/9\(2\)05.pdf#page=49](http://www.inisav.cu/fitosanidad/2005/9(2)05.pdf#page=49)
- Bélanger, R. R., Bushnell , W. R., Dik, A. J., & Carver, T. L. (2002). *A comprehensive treatise. The powdery mildews*. Minnesota, Estados Unidos : American Phytopathological Society Press (EDS).
- Berg, G. H. (2004). *Caracoles y babosas de importancia cuarentenaria, agrícola y medica para latina y el caribe* . Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria (OIRSA).
- Bermejo , J. (2011). *Empoasca spp.* . Obtenido de Autodiagnóstico de plagas Agrologica : <http://www.agrologica.es/informacion-plaga/mosquito-verde-empoasca-spp/>
- Bermúdez , G. (Agosto de 2004). Fumaginas. *Instituto Tecnológico de Costa Rica*. Recuperado el 07 de Septiembre de 2015, de Fumaginas: <http://tecdigital.tec.ac.cr/file/3485898/fumaginas>
- Bernal , E. M. (4 de Mayo de 2011). *Red Social de los Profesionales del Medio Natural -REDFORESTA-*. Recuperado el 30 de Agosto de 2015, de Marssonina brunnea, enfermedad de los chopos:

<http://www.redforesta.com/blog/2011/05/04/marssonina-brunnea-enfermedad-de-los-chopos/>

- Biosystematics Research Institute. (1981). *Manual of Nearctic Diptera*. Otowa, Canada: Canadian Government Publishing Centre .
- Blackman , R. L., & Eastop, V. F. (2000). *Aphids on the world's trees, and identification and information guide*. London, UK: EDS.
- Blackman, R. L., & Eastop , V. F. (2000). *Aphids on the World's Crops, an Identification and Information Guide*. London, UK.: EDS.
- Blainville . (1817). *Veronicella sp.* . Obtenido de EcuRed conocimiento con todos y para todos : www.ecured.cu/Veronicella
- Borror, D. J., Triplehorn, C. A., & N. F. , J. (2000). *An introduction to the study of insects. 6th ed.* . Estados Unidos : Sanders college publishing.
- Bradbury , J. F. (1986). *Guide to plant pathogenic bacteria* . England: CAB International Mycological Institute.
- Bran , M. C. (2010). *Manual de pruebas de laboratorio para la identificación de bacteria. Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, Universidad de San Carlos de Guatemala* . Guatemala : Universidad de San Carlos de Guatemala .
- Bridget, J., & Starr, J. L. (2006). *Plant Nematodes of Agricultural Importance*. San Diego, California: Manson Publishing Ltd.
- Bromeletter . (1987). DBSA0815 TILLANDSIA MOHO. *el Diario Oficial de la Sociedad Bromelia de Australia*.
- Brooks, F. (2004). Plant parasitic Algae (Clorophyta: Trentepohliales) in America Samoa. *Pacific Science* , 58, 3:419-428.
- Bureau of Plant Industry, U.S. Department of Agriculture. (16 de 09 de 2014). *The Plant Disease Reporter, Volumen 52*. Recuperado el 08 de 10 de 2015, de La Universidad de California: [https://books.google.com.gt/books?id=9cNDAQAAMAJ&q=\(Helicotylenchus+%2B+Schefflera\)&dq=\(Helicotylenchus+%2B+Schefflera\)&hl=es&sa=X&redir_esc=y](https://books.google.com.gt/books?id=9cNDAQAAMAJ&q=(Helicotylenchus+%2B+Schefflera)&dq=(Helicotylenchus+%2B+Schefflera)&hl=es&sa=X&redir_esc=y)
- CAB International. (2007). *Crop Protección Compendium* . Reino Unido : CABI .
- CABI. (2013). *Phytophthora a global perspective* . Boston, Estados Unidos: CAB International .
- CABI y EPPO . (2012). *Spodoptera littoralis and Spodoptera litura* . Estados Unidos : CABI and EPPO .

- Cabrera , M. G., Cúndom, M. A., Gutiérrez , S. A., & Álvarez , R. E. (2006). Situación de la mancha anillada (*Corynespora casiicola*) de la soja en provincias del NE de Argentina. *Universidad Nacional del Nordeste Comunicaciones Científicas y Tecnológicas 2006*, 1-4. Recuperado el 30 de Agosto de 2015, de <http://www.unne.edu.ar/unnevieja/Web/cyt/cyt2006/05-Agrarias/2006-A-022.pdf>
- California, U. o. (2001). *Integrated Pest Management for Floriculture and Nurseries* . Recuperado el 10 de 09 de 2015, de Statewide Integrated Pest Management Project University of California División of Agriculture and Natural Resources Publication 3402: [https://books.google.com.gt/books?id=w1s6Tmbu72kC&pg=PA373&dq=\(Pest+%2B+Schefflera\)&hl=es&sa=X&redir_esc=y#v=onepage&q=\(Pest%20%2B%20Schefflera\)&f=false](https://books.google.com.gt/books?id=w1s6Tmbu72kC&pg=PA373&dq=(Pest+%2B+Schefflera)&hl=es&sa=X&redir_esc=y#v=onepage&q=(Pest%20%2B%20Schefflera)&f=false)
- Cardona, R., & González , M. S. (26 de Junio de 2006). TÉCNICAS PARA LA PRESERVACIÓN E INDUCCIÓN A LA ESPORULACIÓN DE HONGOS DEL COMPLEJO HELMINTHOSPORIUM. *Fitopatología Venezuela*, 2. Recuperado el 7 de Noviembre de 2015, de <http://www.sovefit.com.ve/boletines/19-2/Documento6.pdf>
- Carrero, S. P. (2008). *Plagas del campo*. Madrid, España: Mundi Prensa.
- Castillejo , J., & Hermida , J. (1990). Babosas de la Península Ibérica. IV. Los Papilodérmidos, Parmacélicos, Milácidos y Testacélicos. Catálogo crítico y mapas de distribución. (Gastropoda, Pulmonata, Papillodermidae, Parmacellidae, Milacidae, Testacellidae) . *IBERUS* 9(1-2), 367-374.
- Castillo , P., Vovlas , N., Hunt , D. J., & Perry , R. N. (2007). *Pratylenchus (Nematoda: Pratylenchidae): Diagnosis, biology, pathogenicity and management*. Boston, Estados Unidos : Brill Leiden-Boston .
- Castillo-Cerón , J. M., & Márquez Luna , J. (2005). Colección de Coleoptera (Insecta). *Colecciones del Centro de Investigaciones Biológica, Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo* , 1-18.
- Center for Invasive Species and Ecosystem Health . (04 de 05 de 2010). *Kutilakesa fungus* . Obtenido de Kutilakesa pironii Alfieri : <http://www.invasive.org/browse/subinfo.cfm?sub=21210>
- Centre for Agriculture and Biosciences International CABI 2015. (2015). *Invasives Species Compendium*. Obtenido de Search Invasive Species Compendium: <http://www.cabi.org/isc/search/?q=pseudococcus&rows=10&sort=Relevance>
- Centre for Agriculture and Biosciences International CABI. (30 de septiembre de 2015). *Invasive Species Compendium*. Obtenido de Veronicella cubensis (Cuban slug): <http://www.cabi.org/isc/datasheet/120400>
- Chase , A. R. (1997). *Foliage plant diseases diagnosis and control* . St. Paul, Minnesota : APS Press.
- Chase , A. R. (1997). *Foliage plant diseases, diagnosis and control* . St. Paul, Minnesota: Aps press.

- Clemson University. (noviembre de 2015). *Clemson Cooperative Extension*. Obtenido de Plant Problem Clinic & Nematode Assay Lab:
http://www.clemson.edu/public/regulatory/plant_industry/pest_nursery_programs/plant_prob_clinic/pdf/index_of_plant_diseases_in_south_carolina.pdf
- Clemson, cooperative extension . (2012). *Camellia Diseases & Insect Pests . Home & Garden Information Center , 1-7.*
- Cobb. (27 de 12 de 2013). *Nemaplex*. Recuperado el 7 de Septiembre de 2015, de Trichodorus :
<http://plpnemweb.ucdavis.edu/nemaplex/Taxadata/G131.HTM>
- Cockerell. (1893). *Aspidiella sacchari* . Obtenido de Discover life :
<http://www.discoverlife.org/20/q?q=search=Aspidiella+sacchari>
- Comisión de Plantas Ornamentales y Follaje . (2014). *Plantas Ornamentales Flores y Follajes* . Obtenido de Exportadores Guatemala :
http://guatemalanplants.com/directorio_lista.asp?clc=270&di=14
- Comisión de Plantas Ornamentales, Follajes y flores AGEXPORT. (2013). *Socios en el éxito exportador* . Obtenido de Exportadores Guatemala :
<http://guatemalanplants.com/paginas.asp?id=1965&clc=270#.VpaGBVThDcs>
- Commonwealth Institute of Helminthology . (1973). *Descriptions of plant-parasitic nematodes* . England : Commonwealth agricultural bureux.
- Cowie, R., Dillon, T., Robinson, D., & Smith, J. (2009). Alien non-marine snails and slugs of priority quarantine importance in the United. *American Malacological Bulletin*, 27(1-2):113-132.
- Crosby, D. T. (2006). *Fauna of New Zealand* . Recuperado el 15 de 09 de 2015, de Criconematina (Nematoda: Tylenchida):
https://www.landcareresearch.co.nz/__data/assets/pdf_file/0018/26271/FNZ55Criconematina2006.pdf
- Culturapeteneraymas. (23 de 10 de 2011). *Monografías departamento* . Obtenido de WordPress.com : <https://culturapeteneraymas.wordpress.com/2011/10/23/san-rafael-pie-de-la-cuesta/>
- Cummins, G. B., & Hiratsuka , Y. (2003). *Illustrated genera of rust fungi. Third edition* . Minnesota, EE.UU.: The American Phytopathological Society.
- Cupul-Magaña . (2014). *Flat Mites, Tenuilpalpidae* . Obtenido de USDA :
www.sel.barc.usda.gov/acari/content/brevipalpus/brevi1.htm
- Curtis. (1843). *Parlatoria proteus, Common Parlatoria Scale* . Obtenido de Atlas of Living Australia :
<http://bie.ala.org.au/species/Parlatoria+proteus>

- Dallas . (1852). *Lygaeospilus tripunctatus*. Obtenido de Encyclopedia of life -EOL-:
<http://eol.org/pages/610980/overview>
- Darienko , T., Lydia, G., Opayi, M., Rad Menendez, C., Schumann, R., & Karsten, U. (2010). Chloroidium a common terrestrial coccoid green alga previously assigned to Clhorella (Trebouxiophyceae, Chlorophyta). *European Journal of Phycology*, 45(1):79-95.
- Daughtrey , M., Wick , R. L., & Peterson , J. L. (1995). *Compendium of flowering potted diseases*. Madison, Estados Unidos: APS, Press.
- Davet, P., & Rouxel, F. (1997). *Detection et isolement des champignons du sol*. Paris : INRA.
- De La Cruz García, R. (2013). Fumagina. En R. De La Cruz García, *Jardinería Ornamental y Hortícola* (pág. 70). España: Secretaria General Técnica .
- deGuate.com . (s.f.). *Directorio electronico de Guatemala* . Obtenido de Geografía :
<http://www.deguate.com/artman/publish/geografia.shtml#.VpbQNfThDcv>
- Dias-Arieira, C. R., Morita, D. A., & Machado, M. H. (2007). Nematóides Asociados a Plantas Ornamentais em Viveiros do Paraná. *Nematologia Brasileira Piracicaba (SP) Brasil*, Vol. 31(1) 46 - 53.
- Dickerson, L., Blake, J. H., & Stephen , A. (Enero de 2000). *Nematode Guidelines for South Carolina*. Carolina del Sur: Clemson Extension. Recuperado el 26 de Septiembre de 2015, de Clemson:
https://www.clemson.edu/public/regulatory/plant_industry/pest_nursery_programs/plant_prob_clinic/pdf/nematode_guidelines_for_sc.pdf
- Discover life . (2014). *Radix sp.* . Obtenido de Discover Life, Designed by the polistes corporation :
www.discoverlife.org/mp/20q?search=Radix+sp
- Donald, C., & Ribeiro, O. K. (1996). *Phytophthora Diseases Worldwide*. St. Paul, Minnesota, USA: The American Phytopathological Society.
- Doreste , S. E. (1984). *Acarología*. Costa Rica : IICA.
- Doubrava, N., McLeod Scott, J., & Blake, J. H. (2012). Camellia Diseases & Insect Pests. *Home & Garden Information Center*, 1-7.
- Dove Associates. (2013). *Crown Gall susceptible species*. Obtenido de
<http://www.dovebugs.co.uk/Crown%20Gall%20susceptible%20species%20sheet.pdf>
- Dr. A. Ayala, Dr. N. Acosta, J. Negron, J. Toro. (11 de Enero de 1982). *NELIDOGYNE RESEARCH P1R S IN PUERTO RICO*. Recuperado el 21 de Octubre de 2015, de
http://pdf.usaid.gov/pdf_docs/pnaaq214.pdf#page=100
- Dropkin , V. H. (1985). *Introduction to plant nematology*. New York, EE.UU.: EDS.

- Dropkin , V. H. (1985). *Introduction to Plant Nematology* . New York, EEUU: John Wiley & Sons (Eds) .
- Dugés. (24 de 12 de 2015). *Oribatida* . Obtenido de Wikipedia, The Free Encyclopedia :
<https://en.wikipedia.org/wiki/Oribatida>
- EcuRED. (2015). *Cycloneda sanguinea L.* . Obtenido de EcuRed Conocimiento con todos y para todos :
http://www.ecured.cu/Cycloneda_sanguinea_L
- Elliot, M. L. (2015). *University of Florida IFAS Extensión* . Obtenido de Pestalotiopsis (Pestalotia) Diseases of palm: <http://edis.ifas.ufl.edu/pp141>
- Ellis , M. B. (1971). *Dematiaceous Hyphomycetes Commonwealth Mycological Institute* . England : Commonwealth Mycological Institute.
- Ellis , M. B. (1976). *More Dematiaceous Hyphomycetes* . England: Commonwealth Mycological Institute.
- Emporia State University. (1999). Centipedes and Millipedes with Emphasis on North America Fauna. *The Kansas Scholl Naturalist*, Vol 45, No 3, 16p.
- Encyclopedia of Life . (2015). *Entomobrya sp. Bold: AAA7244*. Obtenido de Encyclopedia of Life -EOL-:
<http://eol.org/pages/23886151/overview>
- EPPO. (2012). *EPPO study on the risk of imports of plants for planting*. Paris : EPPO .
- EPPO Pest Risk Analisis Expert Working Groups. (2015). *European and Mediterranean Plant Protection Organization*. Obtenido de Pra Documents:
http://www.eppo.int/QUARANTINE/Pest_Risk_Analysis/PRA_documents.htm
- EPPO quarantine pest. (s.f.). *Unaspis citri* . Estados Unidos : CABI and EPPO .
- Erwin , D. C., & Ribeiro , O. K. (1996). *Phytophthora Diseases Worldwide*. Minnesota, EE.UU.: American Phytopathological Society Press.
- Escalante, T. (10 de 11 de 2014). *Stagmomantis sp.* . Obtenido de Insecta México :
<http://insectademexico.blogspot.com/2014/11/stagmomantis-sp.html>
- Escobar , M. M. (2001). *Determinación y caracterización de las enfermedades fungosas y bacterianas asociadas a Tillandsia spp., en la región central de Guatemala, bajo condiciones de producción.* . Guatemala : Universidad de San Carlos de Guatemala -USAC-.
- Espinosa, A., Bowman, H., & Hodges , A. (06 de 2010). *Common name: boisduval scale. Scientific name: Diaspis boisduvalii (Insecta: Hemiptera: Diaspididae)*. Obtenido de Featured Creatures, Entomology & Nematology :
http://entnemdept.ufl.edu/creatures/orn/scales/boisduval_scale.htm

- Espinosa, P. R., Parr, C. S., Jones, T., Hammond, G. S., & Dewey, T. A. (2014). *Vinsonia stellifera, stellate scale*. Obtenido de University of Michigan, Museum of Zoology : http://animaldiversity.org/accounts/Vinsonia_stellifera/classification/
- Esquivel Hernández, A., & Peraza Padilla, W. (2010). “*Nematodos fitoparásitos asociados a cultivos agrícolas de Costa Rica*”. Costa Rica: Universidad Nacional. Recuperado el 7 de Noviembre de 2015, de <http://webcache.googleusercontent.com/search?q=cache:zP5pNWIs5DoJ:www.agrarias.una.ac.cr/index.php/descargas-electronicas/category/29-diagnostico-fitosanitario%3Fdownload%3D40:manual-de-cultivos+&cd=1&hl=en&ct=clnk&gl=gt>
- European and Mediterranean Plant Protection Organization. (septiembre de 2015). *EPPO activities on plant quarantine*. Obtenido de EPPO Pest Lists with pest-specific information: http://archives.eppo.int/EPPOStandards/PM1_GENERAL/pm1-02%2824%29_A1A2_2015.pdf
- European Plant Protection Organization. (septiembre de 2015). *Pests recently added to the EPPO A1/A2 Lists or of urgent phytosanitary concern*. Obtenido de EPPO Standards: http://archives.eppo.int/EPPOStandards/PM1_GENERAL/pm1-02%2824%29_A1A2_2015.pdf
- Estrada, G., Sandoval, I., & Bonilla, T. (2004). ESPECIES DE HONGOS EN DRACAENA SPP. *Fitosanidad*, vol. 8, no. 4, 65-66.
- Fonteriz, Julio Oliver. (17 de Octubre de 2013). *Plantas Villor*. Recuperado el 27 de Septiembre de 2015, de <http://plantasvillor.es/pothos-epipremnum-aureum-scindapsus-aureus-poto/>
- Fabricius. (13 de 12 de 2015). *Maruca vitrata*. Obtenido de Wikipedia, The free encyclopedia : https://en.wikipedia.org/wiki/Maruca_vitrata
- Farr, D., Bills, G. F., Chamoris, G. P., & Rossman, A. Y. (1986). *Fungi on plants and plant products in the United States*. United States : APS y PRESS.
- Ferragut, F., & Santonja, M. C. (1989). Taxonomía y distribución de los ácaros del género *Tetranychus* Dufour 1832 (Acari: Tetranychidae), en España. *Bol. San. Veg. Plagas*, 15:271-281, 1989, 271-281.
- Ferris, H. (15 de 10 de 2015). *Nemalex*. Recuperado el 26 de Septiembre de 2015, de The University of California, Davis: <http://plpnemweb.ucdavis.edu/nemalex/Taxadata/G143.HTM>
- Fieber. (25 de 12 de 2013). *Macrosteles*. Obtenido de Wikipedia, The free encyclopedia : <https://en.wikipedia.org/wiki/Macrosteles>
- Florida Department of Agriculture & Consumer Services, Division of Plant Industry. (marzo de 2006). *Plant Industry Publications*. Obtenido de Pest Alerts - Snails/Slugs Of Regulatory Significance To Florida: <http://www.freshfromflorida.com/Divisions-Offices/Plant-Industry/Plant->

Industry-Publications/Pest-Alerts/Pest-Alerts-Snails-Slugs-Of-Regulatory-Significance-To-Florida

- Forst, J. R., & Forst, G. (2015). *Schefflera*. Obtenido de USDA, Natural Resources Conservation Service: <http://plants.usda.gov/core/profile?symbol=SCHEF>
- Frank, H., & Cave, R. (2005). *Metamasius callizona* is destroying Florida's native Bromeliads . *Second International Symposium on Biological Control of Arthropods* , 1-11.
- Franklin, M., Gooch , P. S., Siddiqui, M. R., & Wilmont, P. R. (1972). *C.I.H. descriptions of plant parasitic nematodes*. England: Clowers & Sons Ltd.
- Fulmer, A. (2009). *The (Emerging) Reality of Corynespora cassiicola: Insights from a literature review*. Recuperado el 6 de Septiembre de 2015, de <http://www.cottoninc.com/fiber/Agricultural-Research/Agricultural-Meetings-Conferences/Tag-Spot-Cotton-Research-Meeting/AFulmer-Presentation/AFulmer-Presentation.pdf>
- Gandarilla Bastarrechea, H., & Fernandez González, E. (2002). Registro Actualizado de Fitonematodos en Cuba. *FITOSANIDAD*, vol. 6, no. 3. 9 - 27.
- Gandarilla Basterrechea, H., & Fernández González, E. (3 de Septiembre de 2002). Registro actualizado de fitonematodos en plantas ornamentales de Cuba. *Fitosanidad*, 1-19. Recuperado el 21 de Octubre de 2015, de <http://www.actaf.co.cu/revistas/fitosanidad/2002/2002-6-3/Art.%202.pdf>
- Garavito Blanco, J. E., Meza Martínez, A. J., Salgado Martínez, S. D., & Villalba Soto, A. L. (4 de Octubre de 2014). *Seminario de Microbiología "Gibberella"*. Colombia : Universidad de Córdoba. Recuperado el 2 de Noviembre de 2015, de https://www.academia.edu/8848410/Seminario_de_Microbiolog%C3%ADa_Gibberella_
- Global Biodiversity Information Facility . (04 de 08 de 2015). *Capnodium sp. 339855*. Recuperado el 07 de Septiembre de 2015, de <http://www.gbif.org/species/103642857>
- Gorham, J. R. (1991). *Insect and Mite Pests in Food*. Washington: Agricultural Research Service.
- Granara de Willinki, M. C. (2009). *Dysmicoccus* de la Región Neotropical (Hemiptera: Pseudococcidae). (I. S. Willink", Ed.) *Rev. Soc. Entomol Argent.*, 11-95.
- Grisales , D., Domínguez , C. M., & B. de Carvalho , C. J. (2012). Revisión of Central American species of *Euryomma* Stein (Diptera, Fanniidae), with description of two new species and updates of distributional records . *Revista Brasileira de Entomología* , 1-5.
- Hallman , G., & García , J. (s.f.). *Empoasca* spp. . *CIAT* , 1-13.
- Hammon , A. B., & Williams , M. L. (1984). *The soft scale insects of Florida (Homoptera: Coccoidea: Coccidae)*. Florida : Florida Department of Agriculture & Consumer Services .

- Hammon, A. B. (1998). *Non-Armored Scale Insects on Bromeliads*. Obtenido de División of plant industry, Florida Department of Agriculture and Consumer Services (FDACS): <http://entnemdept.ufl.edu/frank/bromeliadbiota/scale.htm>
- Hamon , A. B., & Williams , M. L. (1984). *The soft scale insects of Florida (Homoptera: Coccoidea: Coccidae). Arthropods of Florida and Neighboring Land Areas. Volume 11*. Florida, USA.: Florida Department of Agriculture and Consumer Services. .
- Hanlin , R. (1992). *Illustrated genera of Ascomycetes*. Minnesota, EE.UU. : American Phytopathological Society Press.
- Helfer , R. J. (2010). *How to know the grasshoppers, Crikets, Cockroaches and their allies*. USA: Dover Publications.
- Henderson, R. C., & Crosby, T. K. (23 de 03 de 2014). *PaDil*. Obtenido de Boisduval Scale: <http://www.padil.gov.au/maf-border/pest/main/141282/36473>
- Hendy , A. J. (2009). *Hyalinia sp.* . Obtenido de Peabody Museum of Natural History : <http://collections.peabody.yale.edu/search/Record/YPM-IP-307330>
- Henny, R. J., Osborne , L. S., & Chase , A. R. (1991). *Croton Production*. Florida : UF/IFAS.
- Hering. (1923). *Parallelomma paridis* . Obtenido de British Scathophagidae : <http://scathophagidae.myspecies.info/scathophagid-checklist/parallelomma-paridis>
- Heve, W. K., & Crow, W. T. (Junio de 2015). *Nematology Department, University of Florida*. Recuperado el 7 de Septiembre de 2015, de Xiphinema spp.: http://entnemdept.ufl.edu/creatures/nematode/dagger_nematode.htm
- Hodges, G. (2003). *Non-Armored Scale Insects on Bromeliads* . Obtenido de Division of Plant Industry, : <http://entnemdept.ufl.edu/frank/bromeliadbiota/scalehodges.htm>
- Hodges, G. (2015). *Florida Department of Agriculture and Consumer Services*. Obtenido de Pest Alerts - Stellate Scale, Vinsonia Stellifera: <http://www.freshfromflorida.com/Divisions-Offices/Plant-Industry/Plant-Industry-Publications/Pest-Alerts/Pest-Alerts-Stellate-Scale-Vinsonia-Stellifera>
- Hofmanner, & Menzel. (25 de 06 de 2015). *Nemaplex*. Recuperado el 26 de Septiembre de 2015, de Criconema: <http://plpnemweb.ucdavis.edu/nemaplex/Taxadata/G035.htm>
- Horst, K. R. (2001). *Westcott's Plant Disease Handbook* . New York : Springer Science-Business Media.
- Horst, R. K. (2001). *Westcott's Plant Disease Handbook*. New York: springer Science+Business Media.
- Hortensia G., B. & Fernández G., E. (3 de Septiembre de 2002). *REGISTRO ACTUALIZADO DE FITONEMÁTODOS EN PLANTAS ORNAMENTALES DE CUBA*. Recuperado el 21 de Octubre de 2015, de <http://www.actaf.co.cu/revistas/fitosanidad/2002/2002-6-3/Art.%202.pdf>

- Ibraim, A. A., & Al-Yahya, F. A. (2002). Phytoparasitic nematodes associated with ornamental plants in Riyadh Region, Central Saudi Arabia. *Alexandria Journal of Agricultural* , 2002 47 3 157-167.
- Index Fungorum . (s.f.). *Index Fungorum - update name*. Obtenido de <http://www.indexfungorum.org/names/IndexFungorumUpdate.asp?RecordID=101022>
- Iowa State University . (16 de 05 de 2007). *Species Ellipes minuta - Smaller San Cricket* . Obtenido de BugGuide : <http://bugguide.net/node/view/110363>
- Jimenez H., M. (5 de Junio de 1979). El género Paratylenchus Micoletzky, 1922, y su detección en el valle de Azapa (Ia. Región). *Depto. agricultura, universidad del norte-arica No. 5*, 5. Recuperado el 7 de Noviembre de 2015, de <http://146.83.108.153/did/IDESIA%205/5%20-%20CAP.%206%20El%20g%C3%A9nero%20Paratylenchus%20Micoletzky,%20su%20detecci%C3%B3n%20en%20e.pdf>
- Johnson , B. (2013). *Agalliopsis*. Obtenido de BudGuide: <http://bugguide.net/node/view/802345/bgimage>
- Jordana , R., & Baquero , E. (2010). A new species of Entomobrya (Collembola, Entomobryidae) from La Caldera de Taburiente National Park (La Palma Island, Canary Islands) and its associated collembolan fauna. *Soil Organisms* , 357-365. Obtenido de Soil Organisms .
- Kaston , B. J. (1972). *How to know the spiders*. USA: WCB/McGraw-Hill.
- Kawka, B., & Tomczyk, A. (09 de 05 de 2002). *Cabdirect*. Recuperado el 10 de Septiembre de 2015, de Influence of extracts from sage (*Salvia officinalis* L.) on some biological parameters of *Tetranychus urticae* Koch. feeding on Algerian Ivy (*Hedera helix variegata* L.): <http://www.cabdirect.org/abstracts/20023180331.html;jsessionid=739552A1B896C563732F34A3D4F645AC>
- Khan, S. A., Khan, H. A., Saeed, M., & Shakir, M. A. (1989). Nematodes associated whit nurseries in Karachi. Part II Croton, (*Codiaeum variegatum* L.) A. H. L Juss. *Pakistan Journal of Scientific and Industrial Research*, 1989 32 9 603-607.
- Koike, S. (2008). *Ficha Técnica: Marchitez por Verticillium* . México: Cornell University. Recuperado el 30 de Agosto de 2015, de Marchitez por Verticillium: <http://www.cesavejal.org.mx/divulgacion/curso%20exportacion/Ficha%20Verticillium%20da hliae%20berries.pdf>
- Kondo R. , D. T., López Bermúdez , R., & Quintero , E. M. (2011). Manejo integrado de insectos escama (Hemiptera: Coccoidea) con énfasis en Control Biológico. *Novedades técnicas* , 1-14.
- Kostarab, M., & Veilleux , K. (1993). *Annals of the entomological society of America* . Canada : Entomological Society of America .

- Krantz, G. W. (1975). *A manual of acarology*. Oregon, USA: Book stores, inc.
- Lamarck . (17 de 03 de 2013). *Helicina sp.* . Obtenido de Wikipedia, the free encyclopedia : <https://translate.google.com.gt/translate?hl=es&sl=en&u=https://en.wikipedia.org/wiki/Helicina&prev=search>
- Latreille. (15 de 02 de 2014). *Ficha cochinillas de la humedad - Isopodos terres* . Obtenido de Terrartropoda: <https://terrartropoda.wordpress.com/tag/cuidados/>
- Lehman , P. S. (1984). Plant parasitic nematodes associated with schefflera in Florida . *Nematology circular No. 105*, 1-2.
- Levin , R. (2005). *Reproduction and identification of root-knot nematodes on perennial ornamental plants in florida* . Florida : Tesis .
- Lin, C.-S., Lin, Y.-H., & Wu, J.-T. (2012). Biodiversity of Epiphyllous algae in a Chamaecyparis forst of northern Taiwan. *Botanical Studies*, 53:489-499.
- Linnaeus . (2006). *Cycloneda sanguinea* . Obtenido de Coccinellidae de Chile : <http://www.coccinellidae.cl/paginasWebChile/PaginasOriginal/cyclonedasanguinea.php>
- Linnaeus . (2006). *Cycloneda sanguinea* . Obtenido de Las chinitas de Chile : www.coccinellidae.cl/paginasWebChile/PaginasOriginal/cyclonedasanguinea.php
- Luxton , M. (1985). *Cryptostigmata (Arachnida: Acari)* . Obtenido de Fauna of New Zealand : <http://www.biotaxa.org/fnz/article/view/1747>
- MAF Planta Health & Environment laboratory. (2011). *Escala blindada, Aspidiella sp. (Hemiptera: Diaspididae)*. Obtenido de MAF Planta de salud y Laboratorio de mediio Ambiente : www.padil.gov.au/maf-border/pest/main/141341
- Mai, W. F., & Mulling, P. G. (1996). *Plant parasitic nematodes a pictorial key to genera. Fifth edition* . London: Cornell University Press.
- Mariño Pedraza , E. (2011). Los Mántidos . *CONABIO. Biodiversitas* , 1-5.
- Marlatt, R. B., & Alfieri Jr., S. A. (1981). Host of Cephaleuros, a parasitic alga in florida. *proceedings florida state horticultural society*, 311-317.
- Marx, D. H. (1972). Geowth of Ectomycorrhizal and nonmycorrhizal shortleaf pine seedlings in soil with Phytophthora cinnamomi. *Phytopathology*, 63: 18-23.
- Mayr. (09 de 06 de 2015). *Iridomyrmex* . Obtenido de AntWiki : <http://www.antwiki.org/wiki/Iridomyrmex>
- McClarín , J. (14 de 03 de 2015). *Aegithus sp. A (Ecuador)* . Obtenido de HOME .

- McCullough , D. G., Work, T. T., Cavey, J. F., Liebohold , A. M., & Marshall , D. (2006). *Interceptions of nonindigenous plant pest at US ports of entry and bordercrossing over a 17-year period*.
Obtenido de United States Department of Agriculture :
<http://naldc.nal.usda.gov/download/15561/PDF%20el%2020%20de%20julio%20de%202013>
- McRitchie, J. J., & Burnett, H. C. (Mayo de 1981). A RUST ON TILLANDSIA NEW TO THE UNITED STATES. *Plant Pathology Circular No. 224*, 2. Recuperado el 5 de Septiembre de 2015, de <https://www.freshfromflorida.com/content/download/11231/143677/pp224.pdf>
- Meigen . (22 de 10 de 2015). *Parallelomma vittatum* . Obtenido de The leaf and stem mines of British flies and other insects : http://www.ukflymines.co.uk/Flies/Paralleloma_vittatum.php
- Melgarejo Nárdiz, P., García-Jiménez, J., Jordá Gutierrez , M. C., López González , M. M., Andrés Yebes, M. F., & Duran-Vila, N. (2008). *Patógenos de plantas descritos en España* . España : Servicios Gráficos Kenaf, s.l. .
- Mestre Novoa, N., Hamon, A., Evans, G., Kondo, T., & Herrera Oliver, P. (2011). Los cocoideos (Hemiptera: Sternorrhyncha: Coccoidea) presentes en la Cordillera de Guaniguanico, Pinar del Río, Cuba, y la relación con sus hospedantes. (J. E. G.B. Edwards, Ed.) *INSECTA MUNDI*, 1-25.
- Meyer, M. (2014). *Codiaeum variegatum "Revolutions"*. Obtenido de Looking at Plants : http://looking-at-plants.com/plants_a_-_z/codiaeum_variegatum_%E2%80%98revolutions%E2%80%99
- Missouri Botanical Garden. (2015). *Gardening Help* . Obtenido de Search : <http://www.missouribotanicalgarden.org/PlantFinder/PlantFinderDetails.aspx?kempercode=b584>
- Mito, T., & Uesugui, T. (2004). Invasive Alien Species in Japan: The Status Quo and the New Regulation for Prevention of their Adverse Effects. *Global Environmental Research*, 8(2): 171-191.
- Moorman, G. W. (2015). *Pothos Diseases* . Obtenido de PennState Extension : <http://extension.psu.edu/pests/plant-diseases/all-fact-sheets/pothos-diseases>
- Morales Alamán, L. (Marzo de 2002). "*DIAGNOSTICO DE LAS ENFERMEDADES FOLIARES QUE AFECTAN ÁRBOLES DEL CAMPUS DE LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO*". Chapingo, Texcoco, Estado de México : División de Ciencias Forestales . Recuperado el 30 de Agosto de 2015, de <http://www.chapingo.mx/dicifo/tesislic/2002/Morales%20Alaman%20Lucia%202002.pdf>
- Morillo Gómez , S. X. (2011). *Evaluación del Control de Agrobacterium tumefaciens mediante la aplicación de agentes antibióticos en rosas*. Recuperado el 07 de Septiembre de 2015, de

Escuela Politécnica del Ejército : <http://repositorio.espe.edu.ec/bitstream/21000/4923/1/T-ESPE-IASA%20I-004578.pdf>

Mound , L. A., & Marullo, R. (1996). *The thrips of Central and South America: an introduction (insecta: thysanoptera)*. . Florida, USA: Associated Publishers.

Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez , P., Hernández Alonso, R., & Sánchez Peña , G. (2011). *Sanidad Forestal: Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los bosques. (3a. ed)* . España: Mundi-Prensa.

Muñoz López, M. C., Cobos Suárez, P., & Martínez Saavedra , G. (1992). La traqueomicosis de *Diplodia* sp. sobre *Quercus* sp. *Bol. San. Veg. Plagas*, 18: 641-657. Recuperado el 30 de Agosto de 2015, de http://www.magrama.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/revistas/pdf_plagas%20FBSVP-18-03-641-657.pdf

Nakahara, S. (1994). *The genus linnaeus (Thysanoptera: Thripidae) of the New World*. USDA. USA: Technical Bulletin .

National Center for Biotechnology Information . (2015). *Agrobacterium* sp. A1(2015. Recuperado el 04 de Octubre de 2015, de Taxonomy browser: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/Taxonomy/Browser/wwwtax.cgi?id=1715763>

Nieto , Y., Palmieri , M., & Porres Arreaga, M. A. (2010). *Identificación de especies de Nemátodos y Evaluación de tratamiento hidrotérmico en el control Nemátodos ecto y Endoparásitos en plantas ornamentales dede exportación./ Jack C. Schuster, Investigador Principal*. Guatemala : Universidad del Valle de Guatemala . Recuperado el 26 de Octubre de 2015, de [http://glifos.concyt.gob.gt/asp/getFicha.asp?glx=5509.glx&recnum=50&skin=&maxrecnum=60&searchString=\(@buscable%20S\)%20and%20\(@encabezamiento%20PLANTAS\)&orderBy=](http://glifos.concyt.gob.gt/asp/getFicha.asp?glx=5509.glx&recnum=50&skin=&maxrecnum=60&searchString=(@buscable%20S)%20and%20(@encabezamiento%20PLANTAS)&orderBy=)

Noel Ortuño & Rolando Oros. (2002). *Nematodos que atacan cultivos ornamentales* . Recuperado el 22 de Octubre de 2015, de <http://www.sidalc.net/repdoc/a2017e/a2017e.pdf>

Novoa, N. M., Hamon, A., Evans, G., Kondo, T., Herrera , P., Marrero , O., & Alonso , A. (2011). Los cocoideos (Hemiptera: Sternorrhyncha: Coccoidea) presentes en la Cordillera de Guaniguanico, Pinar del Río, Cuba y la relación con sus hospedantes. *Insecta Mundi* , 1-30.

O'Bannon , J. H., & Duncan, L. W. (Julio de 1990). *Scutellonema species as crop damaging parasitic nematodes*. Florida, Estados Unidos: Fla. Dept. Agric. & Consumer Serv. Division of plant Industry. Recuperado el 26 de Septiembre de 2015, de <https://www.freshfromflorida.com/content/download/10968/142099/nem179.pdf>

Ochoa , R., Aguilar , H., & Merino, F. L. (1990). Combate químico de la araña roja (*Tetranychus* spp.) en rosa (*Rosa* spp.). *Agronomía Costarricense* 14 (1), 107.

- Ochoa , R., Aguilar, H., & Vargas, C. (1991). *Acaros fitófagos de América Central: Guía ilustrada*. Costa Rica: CATIE.
- Offshore Pest Information System (OPIS) Pest List. (2012). *Animal Plant Health Inspection Service*.
Obtenido de United States Department of Agriculture:
https://www.aphis.usda.gov/plant_health/plant_pest_info/pest_detection/downloads/farm_bill/PrioritizedOffshorePestList.pdf
- OIRSA . (1994). *Ausencia de Thrips Palmi en Guatemala* . Guatemala : OIRSA .
- OIRSA . (2001). *Manejo de viveros en plantas ornamentales y follajes* . Guatemala : OIRSA .
- OIRSA . (2005). *Manejo de plagas ornamentales y follajes*. El Salvador : OIRSA.
- OIRSA. (1999). *Manual técnico de fitosanidad en plantas ornamentales y follajes*. Guatemala : OIRSA.
- Organizacion Norteamericana de Proteccion de Plantas. (2015). *Sistema de Alerta Fitosanitaria*.
Obtenido de Notificaciones Oficiales de Plagas:
http://www.pestalert.org/espanol/opr_search.cfm
- Orlikowski, L. B., trzewik, a., Wiejacha, K., & Szkuta, G. (2006). *Phytophthora tropicalis*, a new pathogen of ornamental plants in Poland. *Journal of Plant Protection Research*, Vol. 46, No. 1 (104-107).
- Ortiz Aldana , G. A., Aguilar Prado , A., & López Figueroa , B. (2005). *Acuérdase regular la importación y los envíos en tránsito de cultivos y plantas ornamentales hospederos del insecto thrips Palmi karny, provenientes de países de origen o de procedencia donde se encuentre presente la plaga*. Guatemala: Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación .
- PADIL. (s.f.). *Beetle Mite* . Recuperado el 22 de Marzo de 2015, de New Zealand Biosecurity :
<http://www.padil.gov.au/maf-border/search?queryText1=&queryType1=All&sortType=CreateDate&viewType=Details&pageSize=10&page=11&taxonomy=Acari:Oribatida&facetItems=9226>
- Palazzola , E., & Burnham, R. J. (Septiembre de 2013). *Hedera helix L.* . Recuperado el 15 de Febrero de 2015, de Plant Diversity Website : <http://climbers.lsa.umich.edu/wp-content/uploads/2013/09/HedeheliARALFINAL.pdf>
- Palmer , J. M., Mound, L. A., & du Heaume, G. J. (1989). *Thysanoptera. CIE guides to Insects of importance to man*. London, UK: CAB INTERNACIONAL.
- Palmieri , M., Acevedo , L., Alvarez, G., & Schuster , J. (2008). *Agentes subcelulares y microorganismos* . Guatemala : Consejo Nacional de Áreas Protegidas .

- Pascal, P. P. (s.f.). *Diseases & Pests of Ornamental Plants 5th Ed.* Recuperado el 10 de 5 de 2015, de The New York Botanical Garden :
[https://books.google.com.gt/books?id=uz_JS112w_kC&pg=PA299&dq=\(Xanthomona+heder ae\)&hl=es&sa=X&ved=0CCMQ6AEwAWoVChMI8sTQ0qnAyAIVAdUeCh34EQOL#v=onepage&q=\(Xanthomona%20hederae\)&f=false](https://books.google.com.gt/books?id=uz_JS112w_kC&pg=PA299&dq=(Xanthomona+heder ae)&hl=es&sa=X&ved=0CCMQ6AEwAWoVChMI8sTQ0qnAyAIVAdUeCh34EQOL#v=onepage&q=(Xanthomona%20hederae)&f=false)
- Peterson , A. (1951). *Larvae of insects, an introduction te nearctic species, Part I and II.* . Michigan, USA: Edward Brothers.
- Phylogenetic and functional classification of nematodes . (27 de 12 de 2013). *NEMAPLEX*.
 Recuperado el 26 de Septiembre de 2015, de
<http://plpnemweb.ucdavis.edu/nemaplex/Taxadata/G121.HTM>
- Pierre, B. (2005). *Crop Protection Compendium - Hedera helix L.* . Recuperado el 10 de 9 de 2015, de
http://www.mikepalmer.co.uk/woodyplantecology/docs/CPC-Hedera_helix.pdf
- Plant Health Brief . (2014). *Stellate scales- Vinsonia sp. on Schefflera arboricola in singapore.* .
 Singapore: Plant Health Brief .
- Poole, R. T., Chase, A. R., & Osborne, L. S. (15 de marzo de 2015). *Production Notes*. Obtenido de
<http://mrec.ifas.ufl.edu/foilage/folnotes/dracaena.htm>
- Puccio , P. (2014). *Schefflera actinophylla*. Obtenido de Dr. Giuseppe Mazza :
<http://www.photomazza.com/?Schefflera-actinophylla&lang=es>
- Puccio , P. (2015). *Epipremnum aureum* . Obtenido de Dr. Giuseppe Mazza :
<http://www.photomazza.com/?Epipremnum-aureum&lang=es>
- Puccio, P. (2015). *Dracaena draco*. Recuperado el 10 de Febrero de 2015, de Dr. Giuseppe MAZZA:
<http://www.photomazza.com/?Dracaena-draco&lang=es>
- Puccio, P. (2015). *Hedera helix*. Recuperado el 10 de Febrero de 2015, de Dr. Giuseppe MAZZA:
<http://www.photomazza.com/?Hedera-helix&lang=es>
- Quintana , S. V. (2005). *Plagas y enfermedades de jardines* . Madrid : Mundi-Prensa.
- Rainforest Alliance . (2015). *Praying mantid (Stagmomantis sp.)*. Obtenido de Rainforest Alliance :
<http://www.rainforest-alliance.org/kids/species-profiles/mantid>
- Ramírez Rojas , S., Salazar Pedroza , A., & Nakagome , T. (2001). *Manual de plagas y enfermedades del cultivo de jitomate, tomate de cascara y cebolla* . Zacatepec, Morelos, México : Secretaria de Agricultura, Ganaderia y Desarrollo Rural .
- Rivera , J., & Ontario Museum, R. (s.f.). *Stagmomantis sp. Praying Mantis*. Obtenido de American Insects: <http://www.americaninsects.net/m/stagmomantis-sp.html>

- Romero , R., Cueva , M., & Ojeda , P. D. (1974). Morfología, ciclo biológico y comportamiento de *Scymnus* (Pullus) sp. *Revista Peruana de Entomología* , 1-17.
- Roux , L. J., & Rubinoff , D. (2008). *Macrosteles* sp. . Obtenido de Insect Systematics and Biodiversity, Aster leafhopper :
www.ctahr.hawaii.edu/rubinoffd/rubinoff_lab/projects/aster/aster_leafhopper.htm
- Rowell , C. H. (1997). Familia Tridactylidae . *Las familia de insectos de Costa Rica, INBio.*, 1-27.
- Rupérez, A., & Muñoz , C. (1980). Enfermedades de los eucaliptos en España. . *Boletín del servicio de Plagas* , 193-217.
- Salazar Proboste , A., Gerding Paris , M., Luppichini Blu , P., Ripa Schaul , R., Larraín Sanhueza , P., Zaviezo Palacio , T., & Larral Droguett , P. (2010). Biología, manejo y control de chanchitos blancos . *Boletín INIA - N 204*, 1-62.
- Sandoval Ramírez , I., Estrada , G., Bonilla , T., & Carmenate, H. (4 de Diciembre de 2003). PRIMER REGISTRO DE CORYNESPORA CASSIICOLA (BERK. & CURT.) WEI EN PLANTAS ORNAMENTALES DEL GÉNERO PILEA. *Red de Revistas Científicas de América Latina, el Caribe, España y Portugal*, 1-3. Recuperado el 7 de Noviembre de 2015, de
<http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=209118173007>
- SATA . (2009). *Pseudococcidae* . Obtenido de La guia SATA:
laguiasata.com/joomla/index.php?option=com_content&view=article&id=729:pseudodoccus_viburni&catid=68:nombres-cientifico&Itemid=70
- Saussure . (14 de 07 de 2004). *Genus Stagmomantis* . Obtenido de BugGuide :
<http://bugguide.net/node/view/4820>
- Scale Insects. (2006). *Identification tools, images, and diagnostic information for species of Quarantine significance*. Estados Unidos : USDA.
- Schuster, Jack C. (2010). *Concyt*. Recuperado el 27 de Septiembre de 2015, de
[http://glifos.concyt.gob.gt/asp/getFicha.asp?glx=5509.glx&recnum=658&skin=&maxrecnum=1142&searchString=\(@buscable%20S\)&orderBy=titulodisp%5Ba%5D](http://glifos.concyt.gob.gt/asp/getFicha.asp?glx=5509.glx&recnum=658&skin=&maxrecnum=1142&searchString=(@buscable%20S)&orderBy=titulodisp%5Ba%5D)
- Sengo , Z. (2014). *Air Plants: The Curious world of Tillandsias*. . China : Timber Press Inc. .
- Shamim Jairajpuri, M., & Ahmad , W. (1992). *Dorylaimida, Free-living, predaceous and plant-parasitic nematodes*. Brill, London: E. J. Brill.
- Shattuck , S. O. (1992). Review of the Dolichoderine ant genus *Iridomyrmex* Mayr with descriptions of the three new genera (Hymenoptera: Formicidae). *J. Aust. ent. Soc.* , 13-18.
- Sidiqui, M. R. (2000). *Tylenchida, parasites of plants and insects. 2nd edition*. England: CABI.

- Sierra López , D. (2006). *Contribución al estudio de ascomicetes bitunicadoas de Cataluña*. Barcelona : Departament Biologia Vegetal, Unitat de Botànica, Fac. Biología, Univ. Barcelona.
Recuperado el 21 de octubre de 2015, de Capnodium sp. 1:
http://bibdigital.rjb.csic.es/Imágenes/P0961_50/P0961_50_084.pdf
- Singh, S. P., & Jain, V. K. (1984). Two new species of the genus *Pratylenchus* Filipjev, 1936 from Lucknow. *Bulletin of Entomology*, 25(2): 179-185.
- Sivanesan, A. (1984). *The bitunicate Ascomycetes and their anamorphs*. Germany : Cramer.
- Slater , A. (29 de 06 de 2009). *Species Lygaeospilus tripunctatus* . Obtenido de BugGuide:
<http://bugguide.net/node/view/304183/bgref>
- Star, J. (1991). *Rotylenchulus reniformis* on Greenhouse-grown Foliage Plants: Host Range and Sources of Inoculum. *Supplement to Journal of Nematology*, Volume 23,634 - 638.
- Stehr, F. W. (1987). *Inmature insects, vol. I and II* . USA: Kendall/Hunt Publishing Company.
- Stein. (13 de 07 de 2015). *Euryomma*. Obtenido de Wikipedia, the free encyclopedia :
[https://en.wikipedia.org/wiki/Euryomma_\(fly\)](https://en.wikipedia.org/wiki/Euryomma_(fly))
- Strebel , & Pfeffer. (03 de 01 de 2011). *Lamellaxis* . Obtenido de Global Biodiversity Information Facility : www.gbif.org/species/2294121
- Suarez, Z., Randon, A., Tellechea, V., Solorzano, R., & Navas , R. (1992). Asociacion de hongos del suelo con nematodos fitoparasiticos en aguacatero. *Agronomia Tropical*, 42(5-6): 321-328.
- Sutton , B. C. (1980). *The Coelomycetes* . England: Commonwealth Mycological Instituten.
- Taubenhaus, J. J. (2010). A *Gloeosporium* disease of the spice bush. En B. B. Botanical Society of America, *American Journal of Botany*, Volumen 1 (págs. 340-342). Estados Unidos de América: Botanical Society of America.
- Taxa Of Life . (16 de 02 de 2009). *Taxonomy for the kingdom Heterokontae*. Recuperado el 22 de 09 de 2015, de
<http://comenius.susqu.edu/biol/202/chromalveolata/heterokontae/heterokontae-tax.html>
- Technical Advisory Group TAG-BCAW Secretary. (2013). *Animal and Plant Health Inspection Service*. Obtenido de United States Department of Agriculture:
https://www.aphis.usda.gov/plant_health/permits/tag/downloads/Weeds%20and%20Biological%20Control%20Agents%20Released%20in%20US%20and%20Canada.pdf
- TenBrink, V. L., & Hara, A. H. (1992). *Furcaspis bififormis (Cockerell)*. Obtenido de Extento :
www.extento.hawaii.edu/espanol/isoinfo.htm

- The University of Arizona . (1997). *Información del Isópodo, Cochinilla de la humedad y Bicho Munición* . Obtenido de The University of Arizona :
<http://insected.arizona.edu/Espanol/isoinfo.html>
- Thorpe, S. E. (26 de 07 de 2013). *Scutellista caerulea (Fonscolombe 1832) (Hymenoptera: Pteromalidae), new to New Zealand for the second time* . Obtenido de Biodiversity Data Journal :
http://bdj.pensoft.net/articles.php?id=959&display_type=element&element_type=8&element_id=10840&element_name=
- Tomlinson, S. (10 de 29). *Macrosteles sexnotatus* . Obtenido de British Bugs :
http://www.britishbugs.org.uk/homoptera/Cicadellidae/Macrosteles_sexnotatus.html
- Tsantrizos, Y. S. (1995). Bioactive Metabolites of the genus *Phomopsis*. En A. U. Rahman, *Studies in Natural Products Chemistry* (págs. 341-356). Massachusetts, USA: Elsevier Science B.V.
- Tuset, J. J., Hinarejos, C., & García, J. (1986). *Myrothecium roridum*, un patógeno Tuberculariaceae de *Euphorbia lathyris* y *Lactuca sativa* en España. *Investigación Agraria*, 1: 251-258.
- Union Europea. (s.f.). *RED DE ALERTA E INFORMACIÓN FITOSANITARIA CONSEJERÍA DE AGRICULTURA Y PESCA* . Recuperado el 6 de Septiembre de 2015, de
<http://www.juntadeandalucia.es/agriculturaypesca/visorraif/Ayudas/TrigoDuro/1104.pdf>
- United States Department of Agriculture. (1991). *Insect and Mite Pests in food, vol I and II*. Washington, USA: U. S. Printing Office, Washington, D.C.
- UNIVERSITIES, ALABAMA A&M AND AUBURN. (30 de junio de 1914). *Alabama Cooperative Extension System*. Obtenido de Diseases of English Ivy: <http://www.aces.edu/pubs/docs/A/ANR-1148/ANR-1148.pdf>
- University of California Agriculture & Natural Resources . (21 de 10 de 2014). *Los Caracoles y las babosas* . Obtenido de UC & IPM, Statewide Integrated Pest Management Program :
<http://www.ipm.ucdavis.edu/QT/snailslugscardsp.html>
- University of Kentucky-College of Agriculture. (septiembre de 2004). *UK Cooperative Extension Service*. Obtenido de Diseases of Landscape Ground Cover Plants:
http://www2.ca.uky.edu/agcollege/plantpathology/ext_files/PPFShtml/PPFS-OR-H-6.pdf
- Urtiaga, R. (2007). *Catalogo de insectos de la region central*. Venezuela: Departamento de Entomología UCLA .
- USDA . (1999). *Epipremnum pinnatum (L.) Engl.* . Obtenido de United States Department of Agriculture : <http://plants.usda.gov/core/profile?symbol=EPPI>

- USDA . (2014). *Schefflera J. R. Forst. & G. Forst. Schefflera* . Obtenido de Natural Resources Conservation Service : <http://plants.usda.gov/core/profile?symbol=SCHEF>
- USDA . (2015). *Codiaeum variegatum (L.) A. Juss. garden croton* . Recuperado el 15 de Marzo de 2015, de National Resource Conservation Service:
<http://plants.usda.gov/core/profile?symbol=COVA3>
- USDA . (2015). *Dracaena L.* . Recuperado el 15 de Marzo de 2015, de Natural Resources Conservation Service: <http://plants.usda.gov/core/profile?symbol=DRACA>
- USDA. (2015). *Heretanthera reniformis Ruiz & Pav. kidneyleaf mudplantain* . Recuperado el 15 de Marzo de 2015, de Natural Resources Conservation Service:
<http://plants.usda.gov/core/profile?symbol=HERE>
- Vanvalkenburgh, J. M., & Pollack , F. G. (6 de Marzo de 2013). *Integrated Digitized Biocollections*. Recuperado el 15 de Octubre de 2015, de Puccinia tillandsiae:
<http://webcache.googleusercontent.com/search?q=cache:qwMQK2Onr2MJ:https://portal.idigbio.org/portal/records/d5b1dd92-b803-43ca-8593-d41783e10d18+&cd=10&hl=en&ct=clnk&gl=gt>
- Veliz , M. (2010). *Guía de reconocimiento del genero Tillandsia de Guatemala* . Guatemala : Consejo Nacional de Areas Protegidas -CONAP-.
- Villalobos C., J. L., Cárdenas D., F. A., & Cordero S., J. M. (2009). *LISTA DE ENFERMEDADES DE LOS CULTIVOS AGRÍCOLAS Y FORESTALES DE COSTA RICA, 2009*. San José, Costa Rica: Ministerio de agricultura y ganaderia. Recuperado el 18 de Octubre de 2015, de
https://www.sfe.go.cr/tramites/Lista_de_plagas_agricolas_y_forestales_de_CR.pdf
- Villegas , B. (2012). Diplópodos: los desconocidos formadores del suelo. . *CONABIO, Biodiversitas* , 102: 1-5.
- Wales, J., & Sanger , L. (15 de Enero de 2001). *Species* . Recuperado el 04 de Febrero de 2015, de Wikipedia, The free encyclopedia : <https://en.wikipedia.org/wiki/Species>
- Wales, J., & Sanger, L. (15 de Enero de 2001). *Spodoptera exigua* . Recuperado el 25 de Febrero de 2015, de Wikipedia, la enciclopedia libre : https://es.wikipedia.org/wiki/Spodoptera_exigua
- Wales, J., & Sanger, L. (15 de Enero de 2001). *Stagmomantis* . Recuperado el 10 de Febrero de 2015, de Wikipedia, The free encyclopedia : <https://en.wikipedia.org/wiki/Stagmomantis>
- Watson , G. W. (2002). *Artrópodos de Importancia Económica: Diaspididae del Mundo. Base de datos Mundial de la Biodiversidad*. Amsterdam, Países Bajos : Centro de Expertos para la identificación Taxonómica (ETI) Universidad de Amsterdam.

- Westwood . (1999). *Vinsonia Stellifera* . Obtenido de Discover life :
www.discoverlife.org/20/q?search=Vinsonia+stellifera
- Westwood. (1840). *Pseudococcus* . Obtenido de Wikipedia, The Free Encyclopedia :
en.wikipedia.org/wiki/Pseudococcus
- Wikipedia . (2011). *Tetranychus urticae* . Obtenido de Wikipedia, La enciclopedia libre :
https://es.wikipedia.org/wiki/Tetranychus_urticae
- Wikipedia. (31 de 12 de 2015). *San Lucas Sacatepéquez* . Obtenido de Wikipedia, La enciclopedia libre : https://es.wikipedia.org/wiki/San_Lucas_Sacatep%C3%A9quez
- William, T. C. (24 de Noviembre de 2004). Diagnosis of *Trichodorus obtusus* and *Paratrichodorus minor* on Turfgrasses in the Southeastern United States. *Plant Health Progress* , 3.
 Recuperado el 7 de Septiembre de 2015, de
<http://www.plantmanagementnetwork.org/pub/php/diagnosticguide/2005/stubby/>
- Williams , D. J., & Granara de Willink, M. C. (1992). *Mealybugs of Central and South America* . .
 Cambridge, Reino Unido : CAB International and University Press.
- Williams , M. L. (2010). Annotated list of the scale insects of Guatemala . *Entomologia Hellenica* 19,
 144-152.
- Williams, , D. J., & Watson , G. W. (1988). *The Armoured scales. Part 1 (Diaspididae). The scales insects of the Tropical South Pacific Región*. London: CAB International .
- Zapata, J. C. (2005). *Guía ilustrada de hongos promisorios para el control de malezas, insectos, nematodos y hongos fitopatógenos*. Colombia: Universidad de Caldas.
- Zuckerman, B. M., & Rohde, R. A. (1981). *Plant Parasitic Nematodes*. New York: Academy Press.

