

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMÍA
ÁREA INTEGRADA



ESTUDIO FITOPATOLÓGICO EN EL LABORATORIO DE DIAGNÓSTICO
FITOSANITARIO DE LA UNIDAD DE NORMAS Y REGULACIONES DEL MINISTERIO
DE AGRICULTURA Y CENTRO DE DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO DE LA
FACULTAD DE AGRONOMÍA DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE
GUATEMALA.

LONDY AZUCENA MEJÍA AJCUCÚN

Guatemala, octubre de 2008.

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMÍA
ÁREA INTEGRADA

ESTUDIO FITOPATOLÓGICO EN EL LABORATORIO DE DIAGNÓSTICO
FITOSANITARIO DE LA UNIDAD DE NORMAS Y REGULACIONES DEL MINISTERIO
DE AGRICULTURA Y CENTRO DE DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO DE LA
FACULTAD DE AGRONOMÍA DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE
GUATEMALA.

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

POR

LONDY AZUCENA MEJÍA AJCUCÚN

EN EL ACTO DE INVESTIDURA COMO
INGENIERA AGRÓNOMA

EN

SISTEMAS DE PRODUCCIÓN AGRÍCOLA

EN EL GRADO ACADÉMICO DE
LICENCIADA

Guatemala, octubre de 2008.

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMÍA

RECTOR

Lic. CARLOS ESTUARDO GÁLVEZ BARRIOS

JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE AGRONOMÍA

DECANO	MSc. Francisco Javier Vásquez y Vásquez
VOCAL PRIMERO	Ing. Agr. Waldemar Nufio Reyes
VOCAL SEGUNDO	Ing. Agr. Walter Arnoldo Reyes Sanabria
VOCAL TERCERO	MSc. Danilo Ernesto Dardón Ávila
VOCAL CUARTO	Br. Rigoberto Morales Ventura
VOCAL QUINTO	Br. Miguel Armando Salazar Donis
SECRETARIO	MSc. Edwin Enrique Cano Morales

Guatemala, octubre de 2008.

Guatemala, octubre de 2008

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

Honorables miembros:

De conformidad con las normas establecidas por la Ley Orgánica de la Universidad de San Carlos de Guatemala, tengo el honor de someter a vuestra consideración, el trabajo de Graduación titulado Estudio Fitopatológico en el Laboratorio de Diagnóstico Fitosanitario de la Unidad de Normas y Regulaciones del Ministerio de Agricultura y Centro de Diagnóstico Parasitológico de la Facultad de Agronomía de la Universidad de San Carlos de Guatemala, como requisito previo a optar al título de Ingeniera Agrónoma en Sistemas de Producción Agrícola, en el grado académico de Licenciada.

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

Atentamente,

“ID Y ENSEÑAD A TODOS”

Londy Azucena Mejía Ajcucún.

ACTO DEDICADO A:

- Mi Dios Por consentir este trecho en mi vida, por tu infinito amor, bondad y misericordia.
- Mis Padres Fidencio Mejía Pérez, por ser ejemplo de responsabilidad y sacrificio. Rosario Ajcucún Back, por tu abnegación durante todos estos años. A los dos, como un tributo a su infinito amor, los admiro y los amo con todo mi corazón.
- Mis hermanos Karla del Rosario, Pedro, Claudia María, Walter René, Norman Manolo Edivaldo y Carmen Alejandra, por su amor fraternal y por lo que cada uno ha aportado a mi vida. Los quiero con todo mi ser.
- Mis abuelos En recuerdo de su cariño, con todo el respeto que merecen y por darme tan maravillosos padres.
- Mi ahijada Carmen Yolanda, por traer esos momentos de felicidad a nuestras vidas. Te quiero angelito hermoso.
- Mis tíos Con todo respeto y cariño. Especialmente a Gualter y Norma.
- Mis primos A todos ustedes, con mucho afecto, especialmente a Marvin Leonardo por tu solidaridad y apoyo en esos momentos de dificultad.
- Mis amigos Nadia Ramírez, Bárbara Porta, Marco García, Kelder Ortíz, Roni Mijangos, Soren Ramírez, Diana Gutiérrez, Majo Rodríguez, Byron Fuentes, Lila Reyes, Kathy Morales, Magda Sesam, Rudy Contreras, Helmer Yalibat, Deissy Rodríguez, Judith del Cid, Alba Solares, Elmer Ovando, Víctor López y Carlos Sicán, por su apoyo y lealtad.

TRABAJO DE GRADUACIÓN QUE DEDICO A:

Mi Patria.

Mi Pueblo.

Mis docentes, con todo respeto a Efraín Hernández Gómez y Rosalina Xitumul.

Universidad de San Carlos de Guatemala.

Facultad de Agronomía.

AGRADECIMIENTOS A:

Mi Dios, por situar en mi camino a todas las personas que han contribuido en mi formación personal y académica.

Ing. Agr. Gustavo Álvarez, por confiar en mi aptitud y darme su apoyo en la realización del Ejercicio Profesional Supervisado, por sus conocimientos transmitidos y el tiempo dedicado al desarrollo de mi investigación.

Ing. Agr. Fernando Rodríguez, por su asesoría en mi trabajo de graduación.

Ing. Agr. Samuel Córdova Calvillo, por confiar en mi trabajo y sus sugerencias para el fortalecimiento de mi investigación.

Ing. Agr. Fredy Hernández Ola, por su solidaridad en la fase de inducción y durante el desarrollo del Ejercicio Profesional Supervisado.

Ing. Agr. Marco Vinicio García, por su solidaridad en la fase de inducción.

Ing. Agr. Juan Herrera, por su cooperación en la identificación de semillas de malezas.

Ingenieros Agrónomos Darwin González y Hermógenes Castillo, por su colaboración en la elaboración del proyecto de diagnóstico y servicios.

Mis padres, por amarme como lo hacen. Las palabras no son suficientes para expresarles mi gratitud.

Mis hermanos, por compartirme sus experiencias personales que han ayudado a fortalecer mi carácter.

Familia Vásquez Mejía, por su cariño y apoyo absoluto en los momentos difíciles de mi vida personal y mi carrera universitaria.

Carmen Alexandra y César, por confiarme su mayor tesoro, por su valiosa ayuda y el amor fraternal.

Familia Gutiérrez Escobar, por su afecto y amistad.

Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación y Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria, por ser el ente financiante de mi Ejercicio Profesional Supervisado.

Personal de Laboratorio de Diagnóstico Fitosanitario, ingenieros agrónomos Edil Rodríguez, Otto Lavagnino, Pablo Cordón y Aníbal Pérez, analistas, Nelson García y Arturo García, técnico laboratorista Osman Valdés y encargada de procesamientos de datos, Diana Gutiérrez, por su colaboración brindada durante mi Ejercicio Profesional Supervisado.

Sr. Julio Peña y Sr. Pedro Echeverría, por su asistencia durante la realización de mi Ejercicio Profesional Supervisado en el Centro de Diagnóstico Parasitológico.

Asociación de Floricultores de San Juan Sacatepéquez -ASOFLORSA-, especialmente a Oscar Tuquer, por las facilidades brindadas para la toma de muestras en el campo.

Soren Ramírez, por su valiosa contribución en la toma de muestras en el campo para la realización de mi investigación.

Renato De Leon, por su ayuda en la elaboración del mapa de localización para la investigación.

Mis amigos, por su paciencia y el privilegio de su amistad. En especial a Bárbara Porta, Diana Gutiérrez, Roni Mijangos y Soren Ramírez.

A ti, por ser mi soporte en la elaboración de este documento y por tu afecto.

Tabla de contenido

Índice de cuadros.....	iii
Índice de figuras.....	iv
CAPÍTULO I.	
DIAGNÓSTICO DE ENFERMEDADES EN MUESTRAS ANALIZADAS EN EL CENTRO DE DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO DE LA FACULTAD DE AGRONOMÍA, UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA Y LABORATORIO DE DIAGNÓSTICO FITOSANITARIO DE LA UNIDAD DE NORMAS Y REGULACIONES, MINISTERIO DE AGRICULTURA.....	
	1
1.1 Presentación	2
1.2 Marco Referencial.....	3
1.3 Objetivos	5
1.3.1 Objetivo general.....	5
1.3.2 Objetivos específicos.....	5
1.4 Metodología	6
1.4.1 Identificación de hongos y diagnóstico de enfermedades	6
1.4.2 Análisis de semillas de malezas.....	6
1.5 Resultados	9
1.5.1 Patógenos identificados en plantas ornamentales de exportación.....	13
1.6 Conclusiones y Recomendaciones	61
1.7 Bibliografía	63
CAPÍTULO II. INVESTIGACIÓN.	
ESTUDIO DE ROYAS EN <i>Chrysantemum morifolium</i> RAMAT, SAN JUAN SACATEPÉQUEZ, GUATEMALA	
	67
2.1 Presentación	68
2.2 Marco conceptual	70
2.2.1 Morfología del crisantemo	70
2.2.2 Taxonomía del cultivo.....	70
2.2.3 Royas.....	70
2.2.4 Variedades cultivadas de crisantemo.....	79
2.3 Objetivos	84
2.4 Metodología	85
2.4.1 Selección de los invernaderos para toma de muestras	85

2.4.2	Identificación de royas	85	
2.4.3	Incidencia de la enfermedad	86	
2.4.4	Severidad de la enfermedad	86	
2.5	Resultados y discusión	89	
2.6	Conclusiones y recomendaciones	108	
2.7	Bibliografía	110	
Capítulo III.			
INFORME DE SERVICIOS REALIZADOS EN EL CENTRO DE DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO DE LA FACULTAD DE AGRONOMÍA, UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA.			113
3.1	Presentación	114	
3.2	Manual de procedimientos del Centro de Diagnóstico Parasitológico -CDP-	115	
3.2.1	Objetivos	115	
3.2.2	Metodología	116	
3.2.3	Resultados	117	
3.2.4	Evaluación	117	
ANEXOS			118

Índice de Cuadros

Cuadro		Página
1.1	Patógenos identificados en muestras que ingresaron al Laboratorio de Diagnóstico Fitosanitario y Centro de Diagnóstico Parasitológico entre agosto 2006 y mayo 2007.....	9
1.2	Semillas de malezas encontradas en semillas de pasto de importación, Laboratorio de Diagnóstico Fitosanitario, enero a mayo 2007.....	13
2.3	Porcentaje de incidencia para crisantemo polar, patógeno <i>P. horiana</i> Hennings	98
2.4	Porcentaje de incidencia para crisantemo centro verde, patógeno <i>P. horiana</i> Hennings.....	98
2.5	Porcentaje de incidencia para crisantemo pinocho, patógeno <i>P. horiana</i> Hennings.....	98
2.6	Porcentaje de incidencia para crisantemo shasta, patógeno <i>P. horiana</i> Hennings.....	99
2.7	Porcentaje de incidencia para crisantemo estándar, patógeno <i>P. horiana</i> Hennings.....	99
2.8	Porcentaje de incidencia para crisantemo chomin, patógeno <i>P. horiana</i> Hennings.....	100
2.9	Porcentaje de severidad para crisantemo polar, patógeno <i>P. horiana</i> Hennings	101
2.10	Porcentaje de severidad para crisantemo centro verde, patógeno <i>P. horiana</i> Hennings.....	101
2.11	Porcentaje de severidad para crisantemo pinocho, patógeno <i>P. horiana</i> Hennings.....	102
2.12	Porcentaje de severidad para crisantemo shasta, patógeno <i>P. horiana</i> Hennings	102
2.13	Porcentaje de severidad para crisantemo estándar, patógeno <i>P. horiana</i> Hennings.....	103

2.14 Porcentaje de severidad para crisantemo chomin, patógeno *P. horiana*
Hennings. 103

Índice de Figuras

Figura		Página
1.1	Estructura organizativa del laboratorio de diagnóstico fitosanitario.	3
2.2	Espermogonio con espermacios e hifas receptoras.	72
2.3	Uredios y uredosporas de <i>Puccinia</i> sp.	72
2.4	Telios y teliosporas de <i>Puccinia</i> sp.	73
2.5	Basidios y basidiosporas de <i>Puccinia</i> sp.	74
2.6	Hoja con presencia de pústulas que corresponden a <i>P. horiana</i>	75
2.7	Sintomatología y signos de <i>P. chrysanthemi</i> en hoja.	78
2.8	Inflorescencia de crisantemo estándar.	79
2.9	Inflorescencia de crisantemo shasta.	80
2.10	Inflorescencia de crisantemo tipo pompón.	80
2.11	Inflorescencia de crisantemo-crisantemo.	81
2.12	Inflorescencia de crisantemo centro verde.	81
2.13	Inflorescencia de crisantemo polar.	82
2.14	Inflorescencia de crisantemo pinocho.	82
2.15	Inflorescencia de crisantemo chomin.	83
2.16	Inflorescencia de crisantemo tipo lagrimita.	83
2.17	Escala diagramática para determinar severidad de royas en crisantemo.	87
2.18	Galera formal para producción de crisantemo en San Juan Sacatepéquez.	89
2.19	Galera informal para producción de crisantemo en San Juan Sacatepéquez.	90
2.20	Planta adulta atacada por roya blanca.	91
2.21	Planta joven atacada por roya blanca.	91
2.22	Pústulas de <i>P. horiana</i> Henn sobre hoja de crisantemo.	92
2.23	Pústulas de roya blanca parasitadas por <i>Cladosporium</i> sp.	92
2.24	Hoja de crisantemo con severidad mayor al 41% en la escala para roya blanca.	93
2.25	Hoja de crisantemo con severidad menor al 21% en la escala para roya blanca.	94
2.26	Complejo de pústulas características de roya blanca.	94
2.27	Teliosporas de roya blanca en crisantemo.	95
2.28	Teliospora típica de <i>P. horiana</i> Henn.	95

2.29	Teliosporas hialinas de roya blanca.....	96
2.30	Pústulas de roya blanca sobre crisantemo chomin.	104
2.31	Pústulas de roya blanca sobre crisantemo pinocho.	104
2.32	<i>Septoria obesa</i> y <i>P. horiana</i> sobre crisantemo centro verde.....	105
2.33	<i>P. horiana</i> sobre crisantemo shasta, variedad con mayor susceptibilidad.....	105
2.34	Pústulas de roya blanca sobre crisantemo polar.	106
2.35	Pústulas de roya blanca sobre crisantemo estándar.....	106
2.36	Mapa de localización de comunidades muestreadas con presencia de roya blanca (<i>Puccinia horiana</i> Henn) en el municipio de San Juan Sacatepequez, Guatemala.	107

RESUMEN

El programa de Ejercicio Profesional Supervisado de Agronomía, fue realizado en el Laboratorio de Diagnóstico Fitosanitario, Unidad de Normas y Regulaciones del Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación.

Con el propósito de cumplir con los convenios realizados entre el Ministerio de Agricultura y la Facultad de Agronomía de la Universidad de San Carlos de Guatemala, el programa se desarrolló conjuntamente con el Centro de Diagnóstico Parasitológico de la Facultad de Agronomía, desarrollando el diagnóstico, la investigación y la prestación de servicios en ambos lugares.

El diagnóstico consistió en determinar el o los agentes fitopatógenos causales de enfermedades en muestras referidas a ambos centros de diagnóstico. De las enfermedades diagnosticadas en plantas ornamentales de exportación, se recopiló sintomatología, agente causal, taxonomía, morfología, epidemiología, hospederos alternos y control.

La investigación del Ejercicio Profesional Supervisado se realizó en el municipio de San Juan Sacatepéquez, Guatemala. El tema de interés propuesto por ambos Centros de Diagnóstico fue la identificación de especies de royas asociadas al crisantemo, ya que se sospechaba la presencia de roya blanca, enfermedad cuarentenada por varios países importadores. Con la investigación se confirmó la presencia de *P. horiana* en el municipio, agente causal de la roya blanca en crisantemo. Se identificaron las variedades con mayor susceptibilidad al ataque de roya, así como incidencia y severidad.

El servicio prestado consistió en la renovación y actualización de los manuales de procedimiento del Centro de Diagnóstico Parasitológico de la Facultad de Agronomía, como resultado se obtuvo la sistematización de los procedimientos para la recepción e ingreso de muestras, los procedimientos para la identificación de hongos y bacterias fitopatógenas y los procedimientos para la extracción de nemátodos filiformes y de quiste en muestras de suelo y tejido vegetal.

CAPÍTULO I

**DIAGNÓSTICO DE ENFERMEDADES EN MUESTRAS ANALIZADAS EN EL
CENTRO DE DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO DE LA FACULTAD DE
AGRONOMÍA, UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA Y
LABORATORIO DE DIAGNÓSTICO FITOSANITARIO DE LA UNIDAD DE NORMAS
Y REGULACIONES, MINISTERIO DE AGRICULTURA, GANADERÍA Y
ALIMENTACIÓN.**

1.1 Presentación

Durante el desarrollo del Ejercicio Profesional Supervisado (agosto 2006 a mayo 2007), se trabajó en el diagnóstico fitosanitario de las muestras ingresadas en ambos centros. Principalmente se trabajó en el área de Fitopatología y en análisis de semillas de malezas interceptadas en semillas de pasto de importación.

El diagnóstico fitopatológico se realizó en plantas ornamentales tradicionales y de exportación, cultivos forestales, cultivos anuales, cultivos temporales y semillas de cultivos.

Las enfermedades que se presentaron con mayor frecuencia en los cultivos ornamentales de exportación fueron marchitez, antracnosis, pudrición de raíces, moho foliar y mancha de la hoja. De estas cinco enfermedades, únicamente la antracnosis, la pudrición de raíces y la mancha de la hoja son enfermedades importantes en cultivos ornamentales de exportación. Las áreas mayormente afectadas por enfermedades en plantas ornamentales de exportación fueron Cobán Alta Verapaz, Chicacao Suchitepéquez y Retalhuleu.

El cultivo de exportación mayormente afectado por enfermedades ocasionadas por microorganismos fitopatógenos fue la hiedra (*Hedera helix*), siendo esta una especie que abarca una considerable superficie de cultivo en el área de Cobán, Alta Verapaz.

De los patógenos encontrados provocando enfermedades en cultivos ornamentales de exportación se incluye a continuación una breve descripción.

1.2 Marco Referencial

El Laboratorio de Diagnóstico Fitosanitario está ubicado dentro de las instalaciones del Laboratorio Nacional de Salud, kilómetro 22, carretera al Pacífico.

El laboratorio es una dependencia de la Unidad de Normas y Regulaciones del Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación. Fue fundado a finales del año 2004, en la actualidad cuenta con tecnología y especialistas en las ramas de Fitopatología, Nematología, Entomología, Acarología, Análisis de semillas de malezas y Análisis de leche (Ver Organización LDF, figura 1.1).

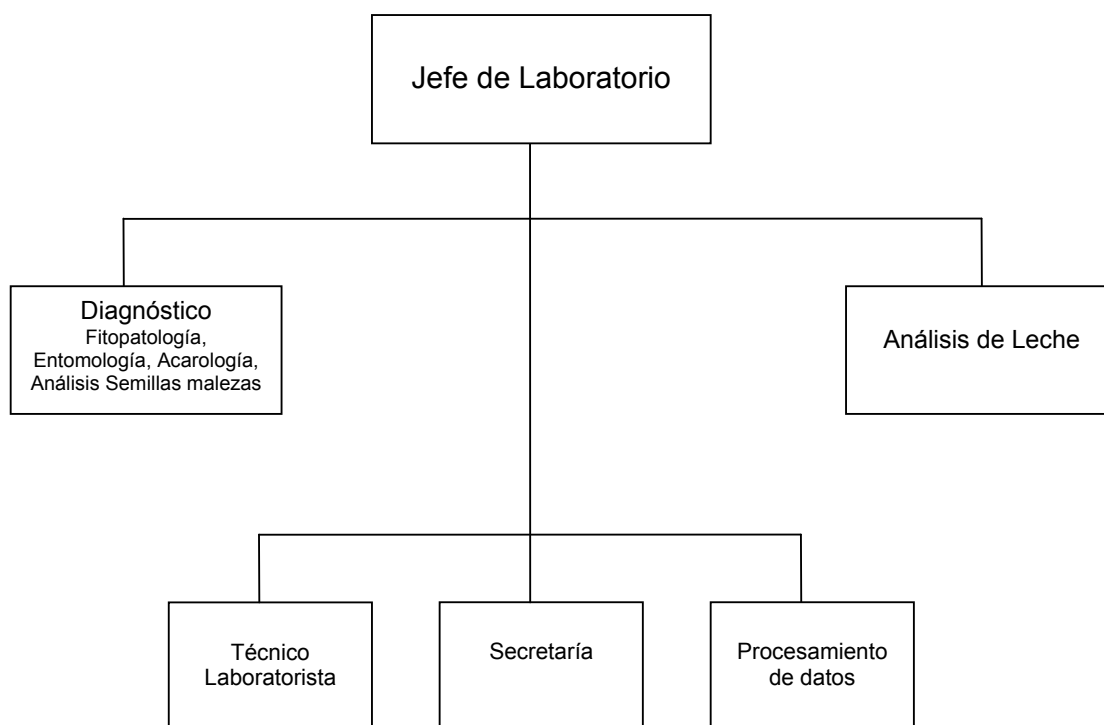


Figura 1.1 Estructura organizativa del laboratorio de diagnóstico fitosanitario.

Dentro de los servicios que ofrece el laboratorio se encuentra la emisión de certificados fitosanitarios para productos vegetales de exportación y productos vegetales procedentes del exterior, toma, preservación y traslado de muestras vegetales para análisis de laboratorio, manejo integrado de plagas, manejo integrado de cultivos, entre otros. Estos servicios están disponibles especialmente para empresas productoras de semillas, empresas agrícolas y forestales, cooperativas agrícolas, asociaciones productoras y gremiales, organismos internacionales, sistemas de vigilancia y protección fitosanitaria.

1.3 Objetivos

1.3.1 Objetivo general

- Identificar los agentes causales responsables de plagas y enfermedades en cultivos referidos al Laboratorio de Diagnóstico Fitosanitario del Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación y Centro de Diagnóstico Parasitológico, Facultad de Agronomía, durante agosto 2006 a mayo 2007.

1.3.2 Objetivos específicos

- Identificar patógenos causantes de plagas y enfermedades en los cultivos.
- Diagnosticar enfermedades comunes y de importancia cuarentenaria.
- Definir el espacio territorial mayormente afectado por las enfermedades.
- Definir la enfermedad de mayor incidencia sobre los cultivos.
- Identificar especies contaminantes en semillas de pastos de importación.

1.4 Metodología

1.4.1 Identificación de hongos y diagnóstico de enfermedades

La identificación de patógenos, el diagnóstico de plagas y enfermedades y la identificación de especies contaminantes en muestras que ingresaron a ambos centros de diagnóstico, se llevó a cabo durante agosto 2006 a mayo 2007.

Las muestras que ingresaron al Laboratorio de Diagnóstico Fitosanitario se trabajaron conjuntamente con la persona responsable del diagnóstico en cada área de análisis. Las muestras que ingresaron al Centro de Diagnóstico Parasitológico se trabajaron conjuntamente con el Coordinador del mismo.

La identificación del o los agente causales de enfermedades se trabajó con el manual de procedimientos para la identificación de hongos (Ver anexo, sección 3.8). De los patógenos identificados en plantas ornamentales de exportación, se incluyó una breve descripción de cada uno, clasificándolos según el grupo al que pertenecen.

1.4.2 Análisis de semillas de malezas

El procedimiento para analizar contaminantes en semillas de pastos se describe a continuación:

a. Verificación. Previo al análisis, la muestra se revisó para verificar la representatividad. La cantidad mínima de muestra es 2 kg. y en la muestra deben adjuntarse los siguientes datos: procedencia, importador, especie, cultivar y número de lote.

b. Tamizado. La muestra completa se tamizó para separar partículas. El tamizado de la muestra se realiza con tamiz número 100 y deberá trabajarse la muestra completa (2 kg). Las partículas obtenidas se colectan en una bandeja plástica. Una vez colectadas, se trasladan a un vidrio de reloj con un pincel.

c. Separación. Se procedió a la separación de la muestra con el fin de apartar las semillas de malezas (contaminantes) de las semillas de pasto. La muestra completa se deposita en una bandeja plástica para proceder a su separación. Este proceso se realiza con la ayuda de una lámpara lupa y pinzas. De la muestra únicamente se obtienen las semillas de malezas y se trasladan a un vidrio de reloj.

d. Obtención de las semillas. De las partículas obtenidas en el tamizado, se eligen únicamente las semillas de malezas, del vidrio de reloj que contiene las partículas obtenidas en el tamizado, se escogen únicamente las semillas de malezas para proceder a la identificación de especies. Este proceso se realiza removiendo las partículas con un pincel, bajo la lámpara lupa y se obtienen las semillas con unas pinzas.

e. Análisis e identificación de especies. Las semillas de malezas obtenidas se analizan para la identificación de especies. Este proceso se realiza bajo el microscopio estereoscopio con la ayuda de pinzas y agujas de disección. Las semillas de malezas se trasladan a un trozo de papel milimetrado para facilitar la medición. Se observan características como tamaño de la semilla, pubescencia, color, estrías u ornamentaciones, dureza, entre otros. La identificación se realizó respecto a género, en algunos casos, pudo realizarse hasta especie.

Para realizar la identificación de especies de semillas de malezas se consultaron las siguientes fuentes:

- CABI, UK. 2005. CPC-crop protection compendium. UK. 2 CD.
- International Seed Testing Association. 2006. Semillas de malezas (en línea). Argentina. Consultado ene 2007. Disponible en <http://www.mejoravegetal.criba.edu.ar/fotos.htm>
- Ramírez Suruy, N. 2006. Manual de Identificación de Semillas de Malezas. Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria, Servicio de Protección Agropecuaria -SEPA/OIRSA-. Guatemala. 21 p.

- Scher, J. 2004. Federal Noxious Weed Disseminules of the U.S. (en línea). USDA (United States Department of Agriculture), APHIS (Animal and Public Health Information System), CDFA (California Department of Food and Agriculture). Consultado ene 2007. Disponible en <http://www.lucidcentral.org/keys/v3/FNW/>

- _____. 2006. Invasive and Exotic Species (en línea). US. USDA (United States Department of Agriculture), Forest Service and APHIS (Animal and Public Health Information System), PPQ (Plant Protection and Quarantine). Consultado ene 2007. Disponible en: <http://www.invasive.org/browse/subject.cfm?sub=4565>

1.5 Resultados

Los resultados obtenidos de los análisis (cuadro 1.1) corresponden a la identificación de los patógenos en muestras de cultivos referidas a ambos centros de diagnóstico.

Cuadro 1.1 Patógenos identificados en muestras que ingresaron al Laboratorio de Diagnóstico Fitosanitario y Centro de Diagnóstico Parasitológico entre agosto 2006 y mayo 2007.

Número de muestra	Cultivo o muestra a analizar	Nombre común del cultivo o muestra	Patógeno identificado	Centro de diagnóstico responsable
01	<i>Aglaonema commutatum</i>	Aglaonema	<i>Phoma</i> sp <i>Colletotrichum</i> sp <i>Cephalosporium</i> sp	LDF/MAGA
02	<i>Aglaonema commutatum</i>	Aglaonema	<i>Colletotrichum</i> sp <i>Chalara</i> sp <i>Rhizoctonia</i> sp	LDF/MAGA
03	<i>Aglaonema commutatum</i>	Aglaonema	<i>Glomerella</i> sp	LDF/MAGA
04	<i>Allium cepa</i>	Cebolla	<i>Alternaria porri</i>	CDP/FAUSAC
05	<i>Anthurium</i> sp	Anturio	<i>Cercospora</i> sp <i>Cladosporium</i> sp <i>Colletotrichum</i> sp	LDF/MAGA
06	<i>Anona muricata</i>	Guanaba	<i>Colletotrichum</i> sp	CDP/FAUSAC
07	<i>Aphelandra squarrosa</i>	Afelandra	<i>Colletotrichum gloeosporioides</i>	LDF/MAGA
08	<i>Areca</i> sp	Palma	<i>Curvularia</i> sp <i>Pestalotia</i> sp	LDF/MAGA
09	<i>Asparagus virgatus</i>	Treferns	<i>Helminthosporium</i> sp	LDF/MAGA
10	<i>Beaucarnea guatemalensis</i>	Pony	<i>Fusarium oxysporum</i> <i>Aspergillus</i> sp <i>Penicillium</i> sp <i>Rhizoctonia</i> sp	LDF/MAGA
11	<i>Beaucarnea guatemalensis</i>	Pony	<i>Cladosporium</i> sp <i>Fusarium</i> sp	LDF/MAGA
12	<i>Beaucarnea recurvata</i>	Pony	<i>Fusarium</i> sp <i>Botrytis cinerea</i>	LDF/MAGA
13	<i>Beaucarnea recurvata</i>	Pony	<i>Fusarium</i> sp	LDF/MAGA
14	<i>Beaucarnea recurvata</i>	Pony	<i>Fusarium</i> sp	LDF/MAGA
15	<i>Brassica oleraceae</i>	Brócoli	<i>Pythium megalacantum</i>	CDP/FAUSAC
16	<i>Brassica oleraceae</i>	Repollo	<i>Glomerella</i> sp <i>Leptosphaerulina</i> sp <i>Colletotrichum</i> sp <i>Fusarium</i> sp <i>Cladosporium</i> sp <i>Alternaria</i> sp	CDP/FAUSAC
17	<i>Capsicum annum</i>	Chile	<i>Pythium</i> sp <i>Phytophthora</i> sp	CDP/FAUSAC
18	<i>Carica papaya</i>	Papaya	<i>Phytophthora</i> sp <i>Erwinia</i> sp <i>Cladosporium</i> sp <i>Alternaria</i> sp <i>Botryodiplodia</i> sp <i>Fusarium</i> sp	CDP/FAUSAC
19	<i>Citrus limon</i>	Limón	<i>Phytophthora</i> sp	CDP/FAUSAC
20	<i>Chamaedorea</i> sp	Xate	<i>Helminthosporium</i> sp	LDF/MAGA
21	<i>Chrysanthemum morifolium</i>	Crisantemo	<i>Septoria</i> sp <i>Puccinia horiana</i> <i>Ascochyta</i> sp <i>Fusarium</i> sp	LDF/MAGA
22	<i>Codiaeum variegatum</i>	Croton	<i>Colletotrichum</i> sp <i>Fusarium</i> sp	LDF/MAGA

Continúa cuadro 1.1

Número de muestra	Cultivo o muestra a analizar	Nombre común del cultivo o muestra	Patógeno identificado	Centro de diagnóstico responsable
23	<i>Codiaeum variegatum</i>	Croton	<i>Fusarium moniliforme</i>	LDF/MAGA
24	<i>Codiaeum variegatum</i>	Croton petra	<i>Curvularia</i> sp <i>Phoma</i> sp <i>Colletotrichum</i> sp	LDF/MAGA
25	<i>Cucumis melo</i>	Melón	<i>Alternaria</i> sp <i>Cladosporium</i> sp	CDP/FAUSAC
26	<i>Cupressus lusitanica</i>	Ciprés	<i>Rhizoctonia</i> sp <i>Pythium</i> sp	CDP/FAUSAC
27	<i>Dracaena</i> sp	Florida beauty	<i>Phoma</i> sp <i>Rhizoctonia</i> sp <i>Volutella</i> sp <i>Curvularia</i> sp	LDF/MAGA
28	<i>Dianthus caryophyllus</i>	Clavel	<i>Alternaria</i> sp <i>Cladosporium</i> sp <i>Fusarium</i> sp <i>Rhizoctonia</i> sp <i>Rhizopus</i> sp	LDF/MAGA
29	<i>Dracaena marginata</i>	Dracaena	<i>Fusarium</i> sp	LDF/MAGA
30	<i>Dracaena sanderiana</i>	Lucky bambú	<i>Pestalotiopsis</i> sp <i>Coniothyrium</i> sp <i>Alternaria</i> sp	LDF/MAGA
31	<i>Dracaena</i> sp	Pleomele	<i>Phoma</i> sp	LDF/MAGA
32	<i>Dracaena</i> sp	Pleomele jamaica	<i>Fusarium</i> sp <i>Colletotrichum</i> sp	LDF/MAGA
33	<i>Dypsis</i> sp	Areca	<i>Volutella</i> sp <i>Colletotrichum</i> sp	LDF/MAGA
34	<i>Elaeis guineensis</i>	Palma africana	<i>Rhizoctonia</i> sp <i>Curvularia</i> sp <i>Fusarium</i> sp	CDP/FAUSAC
35	<i>Eugenia jambos</i>	Manzana rosa	<i>Puccinia psidii</i>	CDP/FAUSAC
36	<i>Euphorbia pulcherrima</i>	Pascua	<i>Rhizoctonia</i> sp <i>Botrytis</i> sp <i>Cladosporium</i> sp	LDF/MAGA
37	<i>Euphorbia</i> sp	Pascua	<i>Alternaria</i> sp <i>Fusarium</i> sp <i>Rhizoctonia</i> sp <i>Cladosporium</i> sp <i>Botrytis</i> sp	LDF/MAGA
38	<i>Fragaria</i> sp	Fresa	<i>Phytophthora</i> sp <i>Botrytis</i> sp	CDP/FAUSAC
39	<i>Gardenia</i> sp	Gardenia	<i>Volutella</i> sp <i>Phoma</i> sp <i>Cladosporium</i> sp	LDF/MAGA
40	<i>Gerbera</i> sp	Gerbera	<i>Helminthosporium</i> sp	LDF/MAGA
41	<i>Hedera helix</i>	Hiedra	<i>Colletotrichum gloeosporioides</i>	LDF/MAGA
42	<i>Hedera helix</i> var Baltie	Hiedra	<i>Cephalosporium</i> sp <i>Fusarium</i> sp <i>Rhizoctonia</i> sp	LDF/MAGA
43	<i>Hedera helix</i> var Brigitte	Hiedra	<i>Cribevella</i> sp <i>Colletotrichum</i> sp <i>Rhizoctonia</i> sp <i>Fusarium</i> sp	LDF/MAGA
44	<i>Hedera helix</i> var California	Hiedra	<i>Fusarium</i> sp <i>Rhizoctonia</i> sp	LDF/MAGA
45	<i>Hedera helix</i> var English	Hiedra	<i>Fusarium</i> sp <i>Rhizoctonia</i> sp	LDF/MAGA
46	<i>Hedera helix</i> var English	Hiedra	<i>Gibberella</i> sp <i>Rhizoctonia</i> sp <i>Fusarium</i> sp <i>Colletotrichum</i> sp <i>Pestalotia</i> sp <i>Rhizoctonia</i> sp <i>Cladosporium</i> sp	LDF/MAGA

Continúa cuadro 1.1

47	<i>Hedera helix</i> var Telecurl	Hiedra	<i>Fusarium</i> sp <i>Curvularia</i> sp <i>Rhizoctonia</i> sp	LDF/MAGA
48	<i>Helianthus annuus</i>	Girasol	<i>Plasmopora halstedii</i>	CDP/FAUSAC
49	<i>Heliconia</i> sp	Heliconia	<i>Fusarium</i> sp <i>Colletotrichum</i> sp	LDF/MAGA
50	<i>Hemerocallis</i> sp	Hemerocalis	<i>Colletotrichum</i> sp	LDF/MAGA
51	<i>Licopersicon esculentum</i>	Tomate	<i>Cladosporium fulvum</i> <i>Colletotrichum gloeosporioides</i>	CDP/FAUSAC
52	<i>Liriope</i> sp	Liriope	<i>Leptosphaerulina</i> sp <i>Volutella</i> sp <i>Phoma</i> sp <i>Didymella</i> sp <i>Ascochyta</i> sp	LDF/MAGA
53	<i>Malus domestica</i>	Manzana	<i>Corticium salmonicolor</i> <i>Tanatephorus</i> sp <i>Tranzschelia</i> sp	CDP/FAUSAC
54	<i>Mangifera indica</i>	Mango	<i>Fusarium</i> sp <i>Colletotrichum</i> sp	CDP/FAUSAC
55	<i>Maranta</i> sp	Maranta	<i>Helminthosporium</i> sp <i>Colletotrichum</i> sp	LDF/MAGA
56	<i>Maranta</i> sp	Maranta	<i>Puccinia</i> sp	LDF/MAGA
57	<i>Nandina</i> sp	Bambú	<i>Fusarium</i> sp <i>Rhizoctonia</i> sp <i>Colletotrichum</i> sp <i>Phoma</i> sp <i>Alternaria</i> sp	LDF/MAGA
58	<i>Peperomia variegated</i>	Peperomia	<i>Fusarium</i> sp <i>Phytophthora</i> sp	LDF/MAGA
59	<i>Persea americana</i>	Aguacate	<i>Phytophthora</i> sp	CDP/FAUSAC
60	<i>Petunia grandiflora</i>	Petunia	<i>Alternaria</i> sp <i>Cladosporium</i> sp <i>Penicillium</i> sp	LDF/MAGA
61	<i>Pimenta dioica</i>	Pimienta gorda	<i>Pythium</i> sp	CDP/FAUSAC
62	<i>Pinus</i> sp	Pino	<i>Lophodermium pinastri</i> <i>Phoma</i> sp <i>Cronartium quercuum</i> <i>Pestalotiopsis</i> sp	CDP/FAUSAC
63	<i>Pisum sativum</i>	Arveja	<i>Ascochyta</i> sp	CDP/FAUSAC
64	<i>Phoenix</i> sp	Fenix	<i>Phoma</i> sp	CDP/FAUSAC
65	<i>Phoenix</i> sp	Palma	<i>Penicillium</i> sp <i>Colletotrichum</i> sp <i>Phoma</i> sp <i>Rhizoctonia</i> sp <i>Glomerella</i> sp	LDF/MAGA
66	<i>Phyllocladon</i> sp	Filodendron	<i>Colletotrichum</i> sp	LDF/MAGA
67	<i>Phyllocladon</i> sp	Filodendron	<i>Phytophthora</i> sp	LDF/MAGA
68	<i>Phyllocladon</i> sp	Filodendron	<i>Phoma</i> sp <i>Rhizoctonia</i> sp	LDF/MAGA
69	<i>Pothos hawaian</i>	Photos	<i>Rhizoctonia</i> sp <i>Phytophthora</i> sp	LDF/MAGA
70	<i>Pothos hawaian</i>	Photos	<i>Colletotrichum</i> sp <i>Phytophthora</i> sp	LDF/MAGA
71	<i>Pothos hawaian</i>	Photos	<i>Colletotrichum</i> sp <i>Botryodiplodia</i> sp	LDF/MAGA
72	<i>Primula obconica</i>	Primavera	<i>Fusarium</i> sp <i>Alternaria</i> sp <i>Penicillium</i> sp	LDF/MAGA
73	<i>Prunus</i> sp	Durazno	<i>Tranzschelia</i> sp	CDP/FAUSAC
74	<i>Rosa</i> sp	Rosa	<i>Fusarium</i> sp <i>Rhizoctonia</i> sp	LDF/MAGA
75	<i>Rumohra</i> sp	Leather Leaf	<i>Leptosphaerulina</i> sp <i>Cladosporium</i> sp <i>Colletotrichum</i> sp <i>Rhizoctonia solani</i>	LDF/MAGA
76	<i>Rumohra</i> sp	Leather leaf	<i>Erwinia</i> sp <i>Camposporium</i> sp	CDP/FAUSAC

Continúa cuadro 1.1

77	<i>Sansevieria laurenti</i>	Sanseveria	<i>Rhizoctonia</i> sp <i>Colletotrichum</i> sp <i>Pythium</i> sp	LDF/MAGA
78	<i>Sansevieria trifasciata</i>	Sanseveria	<i>Phoma</i> sp	LDF/MAGA
79	<i>Schefflera</i> sp	Sheflera	<i>Corticium</i> sp <i>Fusarium</i> sp <i>Rhizoctonia</i> sp <i>Pythium</i> sp <i>Helminthosporium</i> sp <i>Cladosporium</i> sp <i>Leptosphaerulina</i> sp <i>Colletotrichum</i> sp	LDF/MAGA
80	<i>Schefflera</i> sp	Sheflera	<i>Rosellinia</i> sp <i>Verticillium</i> sp <i>Rhizoctonia</i> sp	LDF/MAGA
81	<i>Strelitzia reginae</i>	Ave del paraíso	<i>Fusarium</i> sp	CDP/FAUSAC
82	<i>Solanum tuberosum</i>	Papa	<i>Erwinia</i> sp <i>Rhizoctonia</i> sp	CDP/FAUSAC
83	<i>Tectona grandis</i>	Teca	<i>Cercospora</i> sp <i>Olivea tectonae</i> <i>Curvularia</i> sp <i>Colletotrichum</i> sp <i>Botryodiplodia</i> sp	CDP/FAUSAC
84	<i>Theobroma cacao</i>	Cacao	<i>Phytophthora</i> sp <i>Alternaria longissima</i>	CDP/FAUSAC
85	<i>Tillandsia caput</i>	Tilandsia	<i>Phoma</i> sp <i>Colletotrichum</i> sp <i>Rhizoctonia</i> sp <i>Verticillium</i> sp <i>Penicillium</i> sp	LDF/MAGA
86	<i>Tillandsia ionantha</i>	Tilandsia	<i>Fusarium</i> sp <i>Rhizoctonia</i> sp	LDF/MAGA
87	<i>Tillandsia juncea</i>	Tilandsia	<i>Rhizoctonia</i> sp <i>Alternaria alternata</i>	LDF/MAGA
88	<i>Tillandsia multiflora</i>	Tilandsia	<i>Colletotrichum</i> sp <i>Penicillium</i> sp <i>Fusarium</i> sp <i>Verticillium</i> sp	LDF/MAGA
89	<i>Tillandsia</i> sp	Tilandsia	<i>Fusarium</i> sp <i>Colletotrichum</i> sp <i>Verticillium</i> sp <i>Penicillium</i> sp	LDF/MAGA
90	<i>Tillandsia</i> sp	Tilandsia	<i>Penicillium</i> sp	LDF/MAGA
91	<i>Tillandsia streptofila</i>	Tilandsia	<i>Verticillium</i> sp <i>Penicillium</i> sp <i>Colletotrichum</i> sp <i>Camposporium</i> sp	LDF/MAGA
92	<i>Tillandsia tricolor</i>	Tilandsia	<i>Puccinia</i> sp <i>Colletotrichum</i> sp	LDF/MAGA
93	<i>Valeriana officinalis</i>	Valeriana	<i>Phytophthora</i> sp	CDP/FAUSAC
94	<i>Viola cometa</i>	Violeta	<i>Cladosporium</i> sp <i>Curvularia</i> sp	LDF/MAGA
95	<i>Zea mays</i>	Maíz	<i>Monographella maydis</i> <i>Phyllachora maydis</i> <i>Helminthosporium</i> sp <i>Alternaria longissima</i> <i>Curvularia</i> sp <i>Puccinia</i> sp <i>Darluca</i> sp <i>Ustilago</i> sp	CDP/FAUSAC
96	<i>Zinnia elegans</i>	Mulata	<i>Alternaria</i> sp <i>Fusarium</i> sp <i>Cladosporium</i> sp <i>Curvularia</i> sp	LDF/MAGA

Elaboración Mejía Ajcucún, L.A.

Se trabajó en el análisis de muestras de semillas de pastos de importación para detectar especies contaminantes (cuadro 1.2).

Cuadro 1.2 Semillas de malezas encontradas en semillas de pasto de importación, Laboratorio de Diagnóstico Fitosanitario, enero a mayo 2007.

Muestra analizada	Contaminantes en semillas de pasto
<i>Brachiaria brizantha</i>	<i>Euphorbia</i> sp <i>Cassia tora</i> <i>Diodia teres</i> <i>Avena sativa</i> <i>Ipomoea triloba</i> <i>Rumex</i> sp <i>Commelina bengalensis</i> *
<i>Brachiaria brizantha</i> cv marandú	<i>Cenchrus echinatus</i> <i>Euphorbia dentata</i> <i>Euphorbia esula</i> <i>Euphorbia</i> sp <i>Ipomoea</i> sp <i>Sorghum</i> sp
<i>Brachiaria decumbens</i> cv basilisk	<i>Diodia teres</i> <i>Ipomoea triloba</i>
<i>Brachiaria humidicola</i>	<i>Avena sativa</i> <i>Polygonum</i> sp
	<i>Cassia tora</i>
<i>Brachiaria humidicola</i> cv llanero	<i>Sida</i> sp <i>Borreria alata</i> <i>Ipomoea</i> sp <i>Ipomoea triloba</i> <i>Oryza sativa</i>
<i>Panicum maximum</i>	<i>Saponaria vaccaria</i> <i>Paspalum</i> sp <i>Plantago</i> sp <i>Polygonum</i> sp <i>Cassia</i> sp
<i>Panicum maximum</i> cv mombaza	<i>Setaria</i> sp <i>Sida rhombifolia</i> <i>Sida</i> sp <i>Ipomoeae</i> sp <i>Borreria alata</i> <i>Euphorbia</i> sp <i>Ipomoea triloba</i> <i>Rumex</i> sp <i>Anoda</i> sp <i>Crotalaria</i> sp <i>Allium silvestre</i> <i>Euphorbia</i> sp <i>Chenopodium</i> sp <i>Desmodium</i> sp
<i>Panicum maximum</i> cv tanzania	<i>Cynodon</i> sp <i>Amaranthus</i> sp <i>Rumex</i> sp <i>Polygonum</i> sp <i>Rumex</i> sp <i>Amaranthus</i> sp <i>Borreria</i> sp <i>Borreria alata</i> <i>Amaranthus</i> sp <i>Allium</i> sp <i>Chenopodium</i> sp <i>Polygonum</i> sp <i>Rumex</i> sp <i>Cenchrus</i> sp <i>Xanthium strumarium</i>

* Especie de importancia cuarentenaria en México

Elaboración Mejía Ajcucún, L.A.

1.5.1 Patógenos identificados en plantas ornamentales de exportación

Se obtuvo un listado de los patógenos identificados en los cultivos ornamentales de exportación en ambos centros de diagnóstico, se recopiló información básica acerca de la sintomatología de la enfermedad, descripción del patógeno, taxonomía, morfología, epidemiología, hospederos alternos de la enfermedad y control. A continuación se presenta la información sistematizada.

1.5.1.A Hongos Anamórficos

a. *Alternaria alternata* (Fries) Keissler

a.1 Posición taxonómica

Dominio: Eucariota

Reino: Fungi

Género: *Alternaria*

Especie: *A. alternata*

a.2 Morfología

Alternaria alternata es un hongo filamentoso con conidióforos simples, tabicados, en cuyo extremo se forman unos conidios muriformes, pardos, con septos transversales y verticales de disposición irregular. Por gemación de la célula apical se genera un nuevo conidio, formándose largas cadenas de 10 o más conidios. Colonias de crecimiento rápido (tres o cuatro días), vellosas, al principio de color gris, después el centro se oscurece (tonos negros más o menos intensos) pero los bordes siguen siendo grisáceos. (4, 5)

a.3 Sintomatología

Se observan manchas foliares irregulares, extensivas, de color castaño, con márgenes oscuros rodeadas de un área amarillenta o halo delgado, encuadrándola como tizón por la velocidad de expansión. Inicialmente se observan áreas húmedas de color verde oscuro a negro que se extienden, luego los tejidos afectados se secan adquiriendo coloraciones más castañas. En las infecciones naturales las lesiones se inician desde el margen apical de la hoja extendiéndose hacia la base. Los órganos afectados finalmente mueren a los pocos días quedando las hojas adheridas a la planta madre. Sobre el centro de las áreas enfermas del material aparece un crecimiento fungoso de aspecto veloso de color oliváceo, con puntuaciones oscuras. Las hojas primeramente afectadas son las basales, aunque con la evolución de la enfermedad todas las hojas resultan dañadas. En las plantas afectadas por esta enfermedad también son invadidos por el patógeno los pétalos de las flores, los que manifiestan atizonamiento rápido tornándose de color pardo oscuro y el colapso es total. (4, 5)

a.4 Ecología y Epidemiología

El desarrollo de esta enfermedad está altamente condicionado por las variables climáticas, y tanto la disponibilidad del inóculo como la presencia de material vegetal susceptible parecen mantenerse constantes a lo largo de todo un ciclo de cultivo. Las infecciones pueden aparecer cuando la temperatura media es superior a 15 °C, siendo necesario que el follaje permanezca mojado durante muchas horas. A medida que aumenta la temperatura, el número de horas con agua libre necesario es menor, situándose el óptimo para la infección en unos 25 °C de temperatura junto con, al menos, 8 horas de agua libre sobre la planta. Uno de los aspectos que aumenta la gravedad de la enfermedad es la rapidez de aparición de los síntomas. Esta situación está relacionada con el particular sistema de patogénesis de este hongo en el que, como se ha señalado anteriormente, la emisión de una toxina durante la germinación ya provoca necrosis sobre hojas y frutos. Bajo condiciones favorables para la infección, las lesiones son perceptibles transcurridas tan solo 36-48 horas de contacto del hongo con la planta. La elevada dependencia de las condiciones ambientales y la rapidez en la aparición de síntomas, hacen que las infecciones de *A. Alternata* puedan darse rápidamente tras varios días de condiciones favorables. (5)

a.5 Control

La enfermedad se controla mediante prácticas culturales como la rotación de cultivos, destrucción de escombros y las operaciones de labranza que entierran y promueven rápidamente la descomposición de los residuos. El riego debe realizarse de manera que el follaje no se humedezca excesivamente. Esta práctica puede garantizar el control de *Alternaria* sobre las hojas. Puede utilizarse para el control de *Alternaria* productos químicos como mancozeb, iprodiona, clorotalonil cobre y triflumizole. (5)

b. *Alternaria* sp

b.1 Posición taxonómica

Dominio: Eucariota

Reino: Fungi

Género: *Alternaria*

b.2 Morfología

Los conidios de *Alternaria* tienen septos transversales y longitudinales y se los conoce como dictiosporas, además son pardos y picudos. Nacen por la brotación apical de una célula conidiógena o de la espora anterior, dando lugar en este último caso a una cadena que suele ramificarse si una espora produce más de un brote. La especie *A. infectoria* tiene un estado perfecto que pertenece al género *Pleospora*. Éste forma pseudotecios sobre el tallo de cereales o hierbas con ascas bitunicadas cilíndricas en los lóculos del estroma, dentro de las cuales hay 8 ascosporas provistas de septos transversales y longitudinales. Cuando las especies de *Alternaria* crecen en medios ricos y en la oscuridad bajo condiciones ambientales no controladas, se forma un exceso de micelio aéreo que afecta al desarrollo tridimensional de la esporulación. Al hacer las preparaciones húmedas se destruyen las estructuras y como resultado solo se observan conidios. (4, 6, 8)

b.3 Sintomatología

Los síntomas de *Alternaria* aparecen sobre tallos y follaje. Las manchas necróticas, mayormente en hojas inferiores y algunas del tercio medio, se forman en los bordes y generalmente en los ápices, las hojas con presencia de clorosis. Las manchas necróticas no son abundantes como en otras enfermedades y sólo pocas hojas muestran síntomas, son irregulares de 1 a 2.5 cm de largo y 1 a 1.5 cm de ancho, los bordes son algo más oscuros que la parte central de la mancha. Sobre las lesiones, se observan conidios de color marrón sobre conidióforos cortos, solitarios, no en cadena, presentan 7 a 11 septos y 1 a 2 septos transversales de paredes lisas, sin constricciones, con célula apical alargada y célula basal con cicatriz oscura pequeña. Sus dimensiones son: largo 46 a 130 μm , ancho 7.8 a 15.6 μm . El diagnóstico indica la presencia de *Alternaria sp.*, que generalmente se asocia a *Alternaria alternata*, un saprófito frecuente. (8)

b.4 Ecología y Epidemiología

El desarrollo máximo del micelio de *Alternaria* se produce a la temperatura de 27°C, mientras que los conidióforos y conidias requieren de una temperatura óptima entre 19 a 23 °C para su desarrollo. En medio de cultivo V8, las conidias se desarrollan cuando están bajo una luz constante, pero la mayor esporulación ocurre cuando las colonias del hongo son expuestas a 18°C, alternadamente en un ambiente con 12 horas de luz y 12 horas de oscuridad, durante 12 días. Debido a esta alternancia de luz, se forman anillos en las colonias desarrolladas, similares a los anillos característicos que se producen en las manchas de las hojas infectadas en el campo. La enfermedad tiene mayor incidencia cuando los campos están expuestos a una alternancia de períodos lluviosos y secos. Los riegos por aspersión, también favorecen, una mayor incidencia de la enfermedad. (8)

La esporulación es inhibida por debajo de 15°C o por sobre 33°C. La actividad de agua mínima para el desarrollo es 0,88 aw y la óptima casi 1,00 aw. El crecimiento se reduce a la mitad en una atmósfera con más de 15% de CO₂ ó con 2,8% de O₂. (6)

b.5 Control

Los tratamientos deberán ser periódicos y preventivos cada 10 a 15 días con fungicidas, especialmente si otros años ha aparecido. Sirven por ejemplo, los clásicos zineb, maneb, mancozeb, cobre y benzimidazoles. (8)

c. *Ascochyta* sp

c.1 Posición taxonómica

Dominio: Eucariota

Reino: Fungi

Género: *Ascochyta*

c.2 Morfología

Ascochyta presenta picnidios de pared delgada, parcialmente inmersos en el tejido, de color gris verdoso, con ostiolo prominente, miden entre 76.8 y 268.8 μm de diámetro. Dentro del picnidio los conidios son numerosos, hialinos o amarillentos, derechos o ligeramente curvados y generalmente bicelulares, aunque ocasionalmente se han encontrado conidios de tres células, miden entre 4.8 y 13.2 μm de largo por 2.4 a 4.8 μm de ancho. (16)

c.3 Sintomatología

La enfermedad se manifiesta como puntos marrones bien definidos, que se observan claramente en la cara superior de las hojas, en los peciolo y en los tallos. A medida que la mancha crece, toma una forma ovalada, con el diámetro mayor en el mismo sentido de la nervadura, se va definiendo la parte externa marrón oscuro y el centro ligeramente más claro. En las manchas maduras se notan puntitos oscuros que corresponden a los picnidios del agente causal. Las manchas maduras en las hojas tienden a resquebrajarse, mostrando una rotura lineal en el centro. Generalmente, la parte de la hoja que rodea la mancha muestra clorosis progresiva, más intensa en la parte adyacente a la mancha y más tenue a medida que se aleja de ella. En una

misma hoja puede haber más de una mancha. Cuando una hoja afectada se seca, queda colgando de la planta por algún tiempo y las manchas adquieren un tinte plateado muy particular. En tallos y peciolo las manchas tienden a ser más largas que ovaladas, pero mantienen sus características de configuración con bordes oscuros, centro ligeramente más claro y presencia de las estructuras del agente causal. (16)

c.4 Ecología y Epidemiología

La mayor frecuencia de infección se produce en condiciones de alta humedad, en un período de 24 a 48 horas y una temperatura de 25°C. La enfermedad se generaliza durante la época lluviosa, lo cual sugiere que el hongo requiere humedad, probablemente para la germinación de los conidios y la penetración del tubo germinativo al hospedante, además, la humedad facilita la liberación de los conidios contenidos en los picnidios. Los hongos de este grupo se diseminan por el viento, los insectos y la salpicadura de lluvia. (16)

c.5 Hospederos

Los hospederos primarios de *Ascochyta* sp. incluye especies de leguminosas, entre ellas muchas especies económicamente importantes y las enfermedades que causa representan serias limitaciones de la producción de leguminosas en todo el mundo. *Ascochyta rabiei*, *A. fabae*, *A. pisi*, *A. lentis*, y *A. viciae-villosae* son agentes patógenos de *Cicer arietinum*, *Vicia faba*, *Pisum sativum*, *Lens culinaris* y *Vicia villosa*, respectivamente. (4)

c.6 Control

Una o dos aplicaciones de cúpricos y ditiocarbamatos son efectivas para prevenir la enfermedad o erradicar al patógeno en los meses de lluvia. Debe mantenerse un programa de fertilización equilibrada, evitando el exceso de aplicaciones de fertilizantes nitrogenados. (4)

d. *Aspergillus* sp

d.1 Posición taxonómica

Dominio: Eucariota

Reino: Fungi

Género: *Aspergillus*

d.2 Morfología

Este género es fácilmente reconocible por la presencia de conidióforos erectos que terminan en una vesícula a modo de “cabeza”, sobre la que se desarrollan directamente las células conidiógenas (fiálides) en empalizada, o una capa de células que portan las fiálides (estructura biseriada). Las colonias son de crecimiento muy rápido y aspecto pulverulento, desarrolla parcialmente inmerso o superficial en el sustrato, sin formar estroma. (9)

d.3 Sintomatología

Los síntomas que presenta el material vegetal afectado por las especies de *Aspergillus* son pudriciones blandas en la epidermis, en las que aparece el micelio del hongo. (9)

d.4 Ecología y Epidemiología

La colonización por *Aspergillus* se produce de forma explosiva cuando la humedad relativa ambiente se eleva por sobre el 70%. El rango de temperatura para el crecimiento va desde 0 a 5°C para *A. glaucus* hasta 50 a 55°C para *A. fumigatus*, estando el óptimo entre 30-33°C para la mayoría de las especies. El género *Aspergillus* utiliza la materia vegetal en descomposición como nicho ecológico primario, esto y su posibilidad de crecimiento a temperaturas extremas le convierte en un género cosmopolita de distribución universal. Está constituido por más de 150 especies diferentes. *Aspergillus fumigatus* es la especie que con mayor frecuencia se aísla en suelo, agua y vegetación, y constituye el agente causal de la mayoría de las aspergilosis invasoras. (9)

d.5 Hospederos

Las especies de *Aspergillus* han sido descritas sobre muchos cultivos, generalmente como patógenos secundarios, ocasionando pudriciones en poscosecha. Se consideran hongos saprófitos, aunque también han sido nombrados como causantes primarios de pudriciones en semillas almacenadas. Son frecuentemente aislados de semillas, especialmente en cereales, que presentan una reducción en la germinación. (4, 9)

d.6 Control

Aspergillus se puede evitar desinfectando el material con fungicidas antes de sembrar el almácigo. Lo que es muy importante para prevenir esta enfermedad es cosechar en el momento oportuno y mantener un ambiente seco durante el proceso. (9)

Los fungicidas deben ser aplicados con un volumen de cubrimiento de 600 L/Ha de agua para tener una aplicación uniforme y buena cobertura. Los agroquímicos recomendados son clorotalonil, captan, dicloran, iprodione, benomyl, metiltiofanato, y carbendazim. (9)

e. *Botryodiplodia* sp

e.1 Posición taxonómica

Reino: Fungi

Dominio: Eucariota

Reino: Fungi

Género: *Botryodiplodia*

e.2 Morfología

En este género de hongos destacan los picnidios oscuros, ostiolados, estromáticos y confluentes, los conidióforos son simples y cortos, las esporas maduras (conidias) son marrón oscuro, dos células ovoides o elongadas. El micelio es hialino al principio y se torna castaño oscuro cuando envejece. (22, 23)

e.3 Sintomatología

Botryodiplodia puede atacar a la raíz, la base del tallo, ramillas y ramas principales. El principal síntoma es una muerte regresiva que empieza por los órganos más jóvenes y avanza luego hacia los más viejos. El hongo generalmente inicia su infección a través de heridas, daños de insectos o cuando la planta sufre de sequía o exceso de humedad y los tejidos terminales se debilitan o se marchitan. La lesión observada adquiere un borde muy definido y una coloración negruzca, conforme la lesión envejece, aumenta el área hasta alcanzar un diámetro que varía entre 7 y 10 cm, a la vez la lesión cambia de color hasta alcanzar un negro intenso, de consistencia muy dura y seca. (22)

e.4 Ecología y Epidemiología

El hongo es favorecido por elevada humedad relativa, estrés hídrico y temperaturas entre 24 y 32 °C. El agua de riego o de lluvia puede vehiculizar los conidios del hongo dentro de la plantación. Las esporas son fácilmente transportadas por el viento, que las coloca sobre la superficie del material vegetal. (22)

e.5 Control

El control incluye las medidas fitosanitarias como poda de material enfermo, quema de residuos de la poda, abono y riego adecuado. En resumen, es necesario establecer un programa de manejo del cultivo que evite al máximo las condiciones de estrés más que buscar métodos para eliminar el patógeno asociado al daño. (22)

f. *Botrytis cinerea* Pers.

f.1 Posición taxonómica

Dominio: Eucariota

Reino: Fungi

Género: *Botrytis*

Especie: *B. cinerea*

f.2 Morfología

Botrytis cinerea se caracteriza por los abundantes conidios (esporas asexuales) de forma oval en el extremo de conidióforos grises ramificados. El hongo además produce esclerocios altamente resistentes como formas de resistencia en cultivos viejos. Pasa el invierno en forma de esclerocio o como micelio intacto, ambas formas germinan en primavera para producir conidióforos. Los conidios se dispersan por el viento y la lluvia y causan nuevas infecciones. (19)

f.3 Sintomatología

La infección avanza paulatinamente en yemas y brotes, llegando a causar grandes lesiones café rojizas en los bordes de las hojas. Sin embargo, estos órganos son atacados sólo en estado juvenil. Los períodos realmente críticos son desde la floración hasta la cosecha, cuando el hongo ataca al fruto. Un síntoma particularmente sorprendente en los frutos es denominado "mancha fantasma". En realidad, se trata de ataques de *Botrytis* abortados. Alrededor de un punto central muy pequeño y necrótico se observa un tenue anillo de 5 a 10 mm de diámetro, blanquecino sobre el fruto verde y amarillo en el fruto maduro. La calidad gustativa del fruto no sufre, pero si la presentación. (19)

f.4 Ecología y Epidemiología

El hongo sobrevive al invierno en el suelo en restos en descomposición de órganos infectados. Cuando los días son cortos (con 8 a 10 horas de luz) y la luminosidad escasa las plantas pueden sufrir graves daños. *Botrytis cinerea* precisa de bases nutritivas formadas por hojas senescentes, flores no fecundadas, heridas o muñones de hojas resultantes de las podas, es decir materia orgánica muerta, para poder iniciar la invasión de las partes vivas de la planta. Las condiciones óptimas para la infección son temperatura de 15° a 20°C y presencia de agua, o al menos 90% de humedad relativa, durante unas 15 horas. (19)

f.5 Hospederos

La lista de hospederos supera las 200 especies. Es muy polífago y va desde especies anuales, frutales y forestales. (19)

f.6 Control

Métodos preventivos y prácticas culturales: (19)

- Es importante evitar las siembras demasiado densas en condiciones de baja luminosidad.
- Desinfección de semillas.
- La solarización es efectiva para el control de esclerocios.
- Manejar la aireación, calefacción y el riego en invernadero con el fin de reducir la duración de los periodos diarios que combinan humedad a saturación y condensaciones y temperaturas de 15 a 17° C.
- Hacer podas y deshojados a ras del tallo para no dejar tocones que sirvan al desarrollo del parásito. Aplicación de una pasta fúngica en las heridas.
- Controlar los niveles de nitrógeno en el suelo, niveles elevados favorecen el desarrollo de la enfermedad.
- Es fundamental retirar restos de cultivo y plantas afectadas por la enfermedad.

g. *Botrytis* sp

g.1 Posición taxonómica

Dominio: Eucariota

Reino: Fungi

Género: *Botrytis*

g.2 Morfología

El patógeno *Botrytis* sp. produce gran cantidad de micelio gris y varios conidióforos largos y ramificados, cuyas células apicales redondeadas producen racimos de conidios ovoides, unicelulares, incoloros o de color gris. Los conidióforos y los racimos de conidios se semejan a un racimo de uvas. El hongo libera fácilmente sus conidios cuando el clima es húmedo y luego éstos son diseminados por el viento. El hongo a menudo produce esclerocios irregulares, planos, duros y de color negro. Algunas especies producen a veces una fase perfecta de *Sclerotinia* sp, en la que las ascosporas se forman en un apotecio. (18)

g.3 Sintomatología

La enfermedad aparece principalmente en forma de tizones de inflorescencias y pudriciones del fruto, pero también como pudriciones del tallo, ahogamiento de las plántulas, manchas foliares y como pudriciones de tubérculos y raíces. (18)

g.4 Ecología y Epidemiología

El micelio del hongo requiere un clima húmedo y moderadamente frío (18 a 23 °C) para que se desarrolle adecuadamente, esporule, libere y germinen sus esporas y para que se produzca la infección. El patógeno muestra actividad a bajas temperaturas y produce pérdidas considerables en cosechas que se han mantenido almacenadas durante largos periodos, aun cuando las temperaturas estén entre 0 y 10° C. (18)

Botrytis inverna en el suelo en forma de esclerocios o de micelio, el cual se desarrolla sobre restos de plantas en proceso de descomposición. Al parecer, este hongo no infecta a las semillas, pero puede propagarse con las semillas contaminadas mediante esclerocios del tamaño de esas semillas o sobre restos de plantas a los que ha infectado. (18)

g.5 Hospederos

Algunas de los más importantes son: fresa, alcachofa, frijol, remolacha, col, zanahoria, pepino, berenjena, lechuga, pimiento, calabaza, tomate, cebolla, manzana, plátano, arándano, plantas ornamentales como la violeta africana, begonia, ciclamino, crisantemo, dalia, geranio, jacinto, lirio, rosal, tulipán, etc. (198)

g.6 Control

Botrytis sp. puede controlarse utilizando las mismas prácticas utilizadas para *B. cinerea*. (18)

h. *Camposporium* sp

h.1 Posición taxonómica

Dominio: Eucariota

Reino: Fungi

Género: *Camposporium*

h.2 Morfología

El género se caracteriza por conidióforos flexuosos, tortuosos, simples, llanos, solitarios o en pequeños grupos, marrón a castaño oscuro. Células conidiogénicas cilíndricas o subuladas, denticuladas con desarrollo simpodial, poliblasticas, integradas, terminales. Las conidias son típicamente alargadas y cilíndricas, multiseptadas. Las conidias son generalmente suaves y menudo las células en cada extremo son significativamente más pálidas en la pigmentación que las células centrales. Apéndices ausentes o evidentes, filiformes, septados o no, de pared delicada, lisa y hialina. (16)

i. *Cephalosporium* sp

i.1 Posición taxonómica

Dominio: Eucariota

Reino: Fungi

Género: *Cephalosporium*

i.2 Morfología

Conidióforo cilíndrico, llevando en el extremo pequeños conidios unicelulares, ovoides, hialinos, reunidos en glomérulos apicales. Comprende especies saprófitas o hemiparásitas. (6)

i.3 Sintomatología

Frecuentemente, los síntomas aparecen en plantas distribuidas al azar. Bajo una elevada población fúngica, una plántula en fase de infección puede ser reconocida. Las hojas de plantas infectadas pueden mostrar un suave amarillamiento como un mosaico. Estas plantas jóvenes se marchitan y mueren sin desarrollar los típicos síntomas de bandas. Frecuentemente, la posición de las plantas es errática y las plantas supervivientes son enanas. Síntomas típicos de hojas incluyen bandas intervenales cloróticas que se extienden en toda la longitud de la hoja, bordados por bandas marrones, necróticas. Las venas en estas áreas con bandas marrones están oscurecidas. Estos síntomas son más obvios en las hojas jóvenes superiores, después que las hojas inferiores hayan muerto prematuramente. Un método de diagnóstico para esta enfermedad es la presencia de venas oscurecidas extendidas desde el tallo inferior a lo largo de la lámina de la hoja. (6)

i.4 Ecología y Epidemiología

En suelos fríos húmedos, el hongo esporula profusamente. El agua superficial transporta las esporas a las raíces de las plantas. Cuando los conidios germinan, producen conidióforos, que dan lugar a un nuevo cultivo de conidios que son

transportados en el sistema vascular. Las conidias en el suelo son la principal fuente de inóculo, infectando a las raíces a través de heridas. La rotación de cultivos y manejo de residuos vegetales contribuye a reducir el inóculo del suelo. (6)

i.5 Control

La reducción del inóculo del suelo mediante la rotación de cultivos y manipulación de los restos es un buen método. El mantenimiento limpio de todos los cultivos es importante para prevenir la multiplicación del patógeno en malas hierbas. (6)

j. *Cercospora* sp

j.1 Posición taxonómica

Dominio: Eucariota

Reino: Fungi

Género: *Cercospora*

j.2 Morfología

En *Cercospora* destacan los conidióforos oscuros, simples, surgiendo en racimos que salen fuera del tejido foliar, portando conidias apicales de crecimiento sucesivo. Las conidias son hialinas, filiformes y pluricelulares. (12, 15)

j.3 Sintomatología

El síntoma característico de *Cercospora* es la aparición sobre el limbo de numerosas manchas pequeñas, redondeadas, marrones claras, rodeadas de un halo marrón oscuro o rojizo, frecuentemente se confunden con bacteriosis. Durante períodos calurosos y lluviosos, las manchas se unen y las hojas mueren. Las hojas gravemente enfermas se marchitan y mueren, lo que resulta en una severa defoliación. La enfermedad comienza en hojas adultas para continuar en hojas más jóvenes. (12)

j.4 Ecología y Epidemiología

El hongo sobrevive en residuos vegetales, lo que constituye la principal fuente de inóculo primario para nuevas infecciones. En condiciones húmedas se forman nuevas esporas que se extienden por el viento y las salpicaduras de la lluvia, germinan sobre las hojas y penetran en el interior. (12, 15)

La germinación de las esporas se produce cuando la humedad relativa es mayor del 90%, el período de incubación es dependiente de la temperatura, 7 días a 28°C y 14 días a 20°C. (15)

j.5 Hospederos

Los hospederos de *Cercospora* abarcan una amplia variedad de especies, entre los más importantes géneros: *Rumex*, *Ipomoea*, *Sagittaria*, *Modiola*, *Philadelphus*, *Apium*, *Arachis*, *Arctium*, *Ambrosia*, *Asparagus*, *Solanum*, *Brassica*, *Beta*, *Spinacia*, *Ficus*, *Bougainvillea*, *Amaranthus*, *Malpighia*, *Allamanda*, *Dolichos*, *Capsicum*, *Manihot*, *Cucumis*, *Eragrostis*, *Coffea*, *Colocasia*, *Cordyline*, *Raphanus*, *Phaseolus*, *Vigna*, *Crotalaria*, *Physalis*, *Chenopodium*, *Fragaria*, *Impatiens*, *Gerbera*, *Limonium*, *Limonium*, *Ipomoea*, *Ixora*, *Lactuca*, *Lonicera*, *Hibiscus*, *Pyrus*, *Carica*, *Bidens*, *Solanum*, *Musa*, *Nasturtium*, *Nerium*, *Nicotiana*, *Ageratum*, *Arachis*, *Petroselinum*, *Pipturus*, *Pittosporum*, *Plantago*, *Platycerium*, *Punica*, *Persea*, *Sagittaria*, *Cupressus*, *Glycine*, *Amaranthus*, *Ligularia*, *Melilotus*, *Scaevola*, *Thunbergia*, *Manihot*, *Medicago*, *Tectona*, *Juniperus*. (15)

j.6 Control

Dado que el hongo permanece en hojas infectadas, la rotación de cultivos es importante. Los nuevos cultivos no deben ser plantados alrededor de 100 metros de un campo que estaba en producción la temporada anterior. (12, 15)

Para un control efectivo es crítico el momento de aplicación de los fungicidas a la aparición de la primera mancha. Se recomienda la aplicación de maneb con repeticiones cada 21 días. (15)

k. *Cladosporium* sp Link ex Fr.

k.1 Posición taxonómica

Dominio: Eucariota

Reino: Fungi

Género: *Cladosporium*

k.2 Morfología

Cladosporium forma en cultivo colonias oliváceas y a veces grises o marrones, aterciopeladas, flocosas o pelosas, a veces presenta estromas. Sus conidióforos son macronematosos o semimacronematosos simples o poco ramificados, con una coloración marrón o verdosa, y de superficie lisa o ligeramente granulosa en algunas especies. Muchas de sus especies poseen ramoconidios con o sin septos. La célula conidiógena es poliblastica, generalmente integrada y simpodial, da lugar a conidios que generalmente quedan en cadenas acrópetas, o a veces se presentan solitarios. Pueden ser de forma variada (elipsoidales, limoniformes, oblongos, esféricos, subesféricos, fusiformes) con una cicatriz en la base y pueden ser unicelulares o poseer 1 a 3 septos transversales, poseen pared lisa, verrugosa o equinada, hialina a pigmentada, de color oliváceo a marrón oscuro. (14, 26)

Los conidios de *Cladosporium* pueden aparecer encadenados o solitarios. Poseen un tamaño aproximado de 3 a 7 x 2 a 4 micras, son reconocibles por las características de color y forma comentadas en la descripción anterior y por la presencia de una cicatriz en la base. (26)

k.3 Sintomatología

Se observan zonas amarillentas de tono claro sobre el haz y masas fungosas café oliváceo en el envés, es una enfermedad de invernadero principalmente, que se propaga a los campos por medio de los trasplantes. (14)

k.4 Ecología y Epidemiología

Cladosporium es un hongo cosmopolita que incluye a numerosas especies que pueden vivir en el suelo y sobre gran variedad de sustratos, de ahí que haya sido citado como uno de los hongos cuyas mitosporas o conidios son muy abundantes en la atmósfera, principalmente en los ambientes externos. La mayoría de los *Cladosporium* spp. no crecen a temperaturas superiores a 35 °C. (1)

k.5 Hospederos

Los hospederos principales son especies de las cucurbitáceas y las solanáceas. (14)

k.6 Control

El control de este agente deberá enfocarse a mejorar las condiciones de cultivo. (14)

I. *Colletotrichum gloeosporioides* Penz & Sacc.

I.1 Posición taxonómica

Dominio: Eucariota

Reino: Fungi

Género: *Colletotrichum*

Especie: *C. gloeosporioides*

I.2 Morfología

Este patógeno, produce conidios incoloros, de una sola célula, ovoides, cilíndricos y en ocasiones encorvados o en forma de pesas en acérvulos. Las masas de conidios son de color rosa. Los acérvulos son subepidérmicos y brotan a través de la superficie de los tejidos de la planta, tienen forma de disco y cojín y son cerosos, con conidióforos simples, cortos y erectos. (7)

Las colonias en PDA son de color gris claro a gris oscuro. El micelio aéreo es variable, algunos aislamientos desarrollan una felpa plana y otros demuestran una zona densa con un desarrollo ralo. Las conidias son variables en tamaño y forma, se forman en acérvulos o en fiálides solitarias en el micelio, usualmente de color salmón pálido en masas. La formación de los peritecios esta asociado con la estructuras estromáticas. (4, 7)

I.3 Sintomatología

C. gloeosporioides causa un amplio rango de síntomas, en el follaje las lesiones son inicialmente de color café y luego se tornan negras, necróticas, de forma angular o irregular, sin embargo en algunos hospederos como las cucurbitáceas sólo se observa los tejidos pálidos con muy poca necrosis. En las flores se caracteriza por una rápida y general necrosis de los pétalos. (4, 7)

I.4 Biología, Ecología y Epidemiología

C. gloeosporioides es más destructivo bajo condiciones de alta humedad y temperatura. Puede crecer a temperaturas de 4°C, pero su óptimo esta entre 25 y 29°C. La germinación de las esporas, la infección y la producción de ascosporas y la descarga de estas requieren de humedades relativas altas (cerca al 100%). *C. gloeosporioides* ataca el follaje, flores y frutos. Puede ser un patógeno muy agresivo en los tejidos jóvenes en crecimiento, causando tizones. En tejidos más maduros, el desarrollo del patógeno se ve limitado, permaneciendo quiescente. Esta especie es un invasor saprófito y oportunista en tejidos muertos o material vegetal dañado. (7)

Los factores ambientales juegan un papel preponderante en el desarrollo de la epidemia. La duración de una lámina de agua tiene una influencia directa sobre la germinación, infección y crecimiento de *C. gloeosporioides* en los cultivos tropicales. Una alta humedad relativa influencia la esporulación, permite la germinación. Después de haber germinado, producen un apresorio y una clavija de penetración y se introducen directamente en los tejidos de su hospedero. La infección puede ocurrir en la ausencia de una superficie húmeda. La lluvia es uno de los factores que influyen fuertemente la dispersión del patógeno. El patógeno persiste en las semillas, hojarasca

y en malezas hospederas, se dispersa localmente por el agua salpicada, corrientes de aire y otras formas de contacto. (7)

I.5 Hospederos

Géneros de hospederos más importantes: *Acacia*, *Allium*, *Anacardium*, *Annona*, *Anthurium*, *Camellia*, *Capsicum*, *Carica*, *Citrus*, *Coffea*, *Dioscorea*, *Gossypium*, *Hevea*, *Hibiscus*, *Lupinus*, *Lycopersicon*, *Malus*, *Mangifera*, *Manihot*, *Morus*, *Orchidaceae*, *Passiflora*, *Persea*, *Piper*, *Psidium*, *Pyrus*, *Solanum*, *Spondias*, *Stylosanthes*, *Theobroma*. (4)

I.6 Control

Se recomiendan fungicidas como benomyl e imazalil, oxiclورو de cobre e hidróxido de cobre y difenoconazol. (7)

m. *Colletotrichum* sp

m.1 Posición taxonómica

Dominio: Eucariota

Reino: Fungi

Género: *Colletotrichum*

m.2 Morfología

Entre las características morfológicas del género se destacan el acérvulo en forma de disco o cojín, subepidérmico, ceroso, con espinas (setas) oscuras en el borde o entre los conidióforos. Estos últimos son simples y alargados, las conidias son hialinas, uniceluladas, ovoides u oblongas. (23)

Sintomatología

Las especies de este género ocasionan antracnosis en muchas plantas de cultivo. Estas son bastante comunes y destructivas, y bastante similares a las producidas por *Glomerella*. Este último género, la fase sexual de la mayoría de las especies de *Colletotrichum*. (7)

m.3 Biología

Las especies de *Colletotrichum* son causantes de antracnosis en diversos cultivos, exhiben dos fases principales de nutrición, durante la colonización de la planta, la fase inicial biotrófica en la cual se obtienen los alimentos de las células vivas huésped, y la segunda fase tardía necrotrofica donde los alimentos se obtienen de las células hospederas muertas a causa del ataque del patógeno. (4)

La fase biotrofa es de corta duración y en ésta se asegura el establecimiento del patógeno, sin daños severos en el tejido vegetal. La expresión enzimática para degradar la pared vegetal está estrictamente limitada durante esta fase y la planta hospedera parece no reconocer al patógeno. En consecuencia no se desencadena respuesta de defensa. A la fase necrotrofa se asocia la aparición de los síntomas de la antracnosis, con una estrecha relación entre dicha aparición, el incremento en la expresión enzimática para degradar la pared celular vegetal y la virulencia del patógeno. El crecimiento micelial in vitro de *Colletotrichum sp.* presenta algunas similitudes con el desarrollo necrotrofo, en lo que se refiere a la expresión enzimática, la rápida colonización y utilización de la fuente de alimento y la producción de amonio en respuesta a pH ácido in vitro, incrementando de esta forma el pH hasta obtener el nivel óptimo para la actividad pectato liasa. Se ha reportado, para algunos hongos asociados a la antracnosis, el incremento del pH del medio, tanto en el crecimiento necrotrofo como en el saprófito, la relación directa que existe entre este fenómeno y la activación de enzimas relacionadas con la degradación de pectinas, así como la importancia de estos factores en el desarrollo de la patogenicidad de hongos y bacterias. (4)

m.4 Hospederos

Géneros de hospederos más importantes: *Acacia*, *Allium*, *Anacardium*, *Annona*, *Anthurium*, *Camellia*, *Capsicum*, *Carica*, *Citrus*, *Coffea*, *Dioscorea*, *Gossypium*, *Hevea*, *Hibiscus*, *Lupinus*, *Lycopersicon*, *Malus*, *Mangifera*, *Manihot*, *Morus*, *Orchidaceae*, *Passiflora*, *Persea*, *Piper*, *Psidium*, *Pyrus*, *Solanum*, *Spondias*, *Stylosanthes*, *Theobroma*. (4)

m.5 Control

Se recomiendan fungicidas como benomyl e imazalil, oxiclóruo de cobre e hidróxido de cobre y difenoconazol.

n. *Curvularia* sp

n.1 Posición taxonómica

Dominio: Eucariota

Reino: Fungi

Género: *Curvularia*

n.2 Morfología

Aunque *C. lunata* es reconocido como el anamorfo de *Cochliobolus lunatus*, estudios revelaron su ultraestructura significativamente diferente. *Cochliobolus lunatus* crece en forma de hifas y se caracteriza por una gruesa pared celular y numerosos organismos de lípidos mientras que *C. lunata* tiene una formas más delgada, hifas de distintos tamaños y grandes esporas ovales. (4, 22)

Los conidióforos son solitarios o se presentan en grupos pequeños, simples o ramificados, rectos, a veces geniculados, de pálido a marrón oscuro, septados, hasta 650 μ m de largo, 5 a 9 μ m de ancho, a menudo hinchado en la base de 10 a 15 μ m. (4, 22)

Los conidios son septados, casi siempre con una curva en la tercera celda de la base, que suele ser más larga y a menudo, más oscura que las otras. Las células en cada extremo son subhialinas o marrón pálido, mientras que las células intermedias son marrón oscuro, liso, 20 a 32 x 9 a 15 μm . (4, 22)

n.3 Sintomatología

Se presenta una pequeña mancha redondeada café con un halo amarillo, las lesiones pueden agregarse ocupando más del 80% de la lámina foliar, el tamaño varía desde 1 hasta 4 mm de diámetro. (22)

n.4 Epidemiología

Un alto porcentaje de humedad y temperaturas tropicales durante el ciclo del cultivo proporcionan un entorno favorable para el crecimiento de *Curvularia lunata*. (22)

o. *Helminthosporium* sp

o.1 Posición taxonómica

Dominio: Eucariota

Reino: Fungi

Género: *Helminthosporium*

o.2 Morfología

Helminthosporium produce hifas, conidióforos y conidios. Las hifas son septadas. Los conidióforos marrón oscuro, erectos, de paredes paralelas. Las conidias son multicelulares (seis o más células), grandes (9 a 40 μm). Las conidias están ubicadas a lo largo de los conidióforos. (4)

o.3 Sintomatología

Los síntomas observados son puntos cloróticos que se alargan y cambian de una coloración cremosa a negra con bordes cloróticos. Cuando todas estas manchas se unen, se observan grandes áreas de tejido dañado y las hojas se separan en flecos. Las hojas nuevas infectadas se tornan negras y no abren. Se ha observado que las palmas desarrolladas a plena luz y pobremente fertilizadas son más susceptibles. La enfermedad se disemina a través del movimiento de esporas por el viento o en el agua al salpicar. (28)

o.4 Control

Manejo integrado del cultivo. No deben ponerse plantas sanas en bancos donde haya plantas infectadas ya que la enfermedad se disemina rápidamente. Debe evitarse el riego excesivo y la luz directa. El flujo de aire en la plantación debe ser el adecuado. En tiempos de alta humedad y lluvia deben aplicarse fungicidas preventivos. (22)

p. *Stagonospora* sp

p.1 Posición taxonómica

Dominio: Eucariota

Reino: Fungi

Género: *Stagonospora*

p.2 Morfología

Stagonospora puede observarse como picnidios, subglobosos o elipsoidales, inmersos o superficiales, ostiolados, de color marrón oscuro, solitarios o gregarios. Conidias cilíndrico alargadas con ápices redondeados, de cinco a siete septos, rectas o curvas, hialinas a marrón claro, o ligeramente amarillentas. (20)

p.3 Sintomatología

En las hojas se observan manchas (5 a 6 mm de diámetro), que a menudo se producen en las puntas y tienen márgenes difusos. Las hojas caen poco tiempo después de producirse las lesiones. (20)

p.4 Ecología y Epidemiología

El hongo sobrevive en órganos de fructificación llamados picnidios que se encuentran sobre restos vegetales. Se puede desarrollar a temperaturas de 20 a 25 ° C y condiciones de alta humedad. Las esporas son transportadas por el agua de lluvia o de riego, también por el viento. (20)

q. *Verticillium* sp

q.1 Posición taxonómica

Dominio: Eucariota

Reino: Fungi

Género: *Verticillium*

q.2 Morfología

Verticillium se propaga por esporas de hongos (conidias). Produce estructuras de reproducción llamadas microesclerocios. Los suelos agrícolas pueden llegar a contener hasta 100 ó más microesclerocios por gramo. Seis a 50 microesclerocios por gramo son suficientes para generar el 100 por ciento de infección en cultivos sensibles, tales como berenjena, pimiento, papa y tomate. (4, 6)

q.3 Sintomatología

Los síntomas de *Verticillium* son fácilmente confundidos con otras dos enfermedades, marchitamiento por *Fusarium* y marchitez bacteriana. El hongo produce toxinas que

provocan en los tejidos una disminución de flujo de agua en las raíces y el follaje. Esta falta de agua da como resultado el marchitamiento de la planta. Este síntoma es característico de la enfermedad. (6)

Coloración anormal (oscura) en el sistema vascular, el tejido se necrosa, tanto en plantas herbáceas como en plantas leñosas. También se observa marchitamiento, amarillamiento y muerte de la planta. Los síntomas crónicos pueden incluir retraso en el crecimiento, hojas cloróticas y deformación del follaje. (4, 6)

q.4 Ecología y Epidemiología

Una vez que el hongo se introduce en un campo o jardín, puede sobrevivir durante varios años en el suelo. Las esporas de *Verticillium* son transportadas en el agua de riego, por fuertes vientos, en semillas y herramientas agrícolas. La temperatura óptima de crecimiento para *Verticillium* es de 21°C. (4)

Verticillium puede sobrevivir como micelio sobre tejido muerto de la planta. El hongo vive como saprófito en el suelo. La supervivencia puede ocurrir en raíces de hospederos en los cuales la infección sistémica no se produce. Se sabe que *Verticillium* puede colonizar de forma natural suelos que nunca han sido cultivados puesto que está en el ambiente. (4)

Los microesclerocios son capaces de sobrevivir hasta un periodo de 15 años en un suelo. *Verticillium* también puede ser contaminante de semillas, esquejes vegetativos, tubérculos y patrones, yemas, plantas de vivero o raíces de los árboles. (6)

q.5 Hospederos

La verticilosis es una enfermedad grave que afecta a más de 300 especies en numerosas familias de plantas. La gama de huéspedes incluye árboles, arbustos, hortalizas, cultivos extensivos, frutas, plantas ornamentales herbáceas, suelo y muchas malezas. (4)

q.6 Control

Verticillium es un hongo difícil de controlar. Su capacidad para sobrevivir en el suelo durante largos períodos de tiempo con o sin planta huésped dificulta la elaboración de un plan para erradicarlo. El primer paso para gestionar la erradicación inicia con un diagnóstico correcto. (4)

Se recomienda no plantar en campos donde se haya diagnosticado la presencia del hongo. En hortalizas y flores, se recomiendan rotaciones de cultivo de cinco años o más, con esto se reduce la cantidad de microesclerocios en el suelo. Deben controlarse las malas hierbas que puedan actuar como reservorios de inóculo en los alrededores de los lugares de plantación. Se recomienda un adecuado plan de fertilización para promover un crecimiento vigoroso y mantener un equilibrio de nitrógeno, fósforo y potasio. Complementar otras estrategias de control. Entre los compuestos registrados para uso se encuentra el clorotalonil y mancozeb. Debe consultarse la etiqueta para administrar las dosis y tomar las precauciones necesarias. (4)

1.5.1.B Ascomicetos

a. *Coniothyrium* sp

a.1 Posición taxonómica

Dominio: Eucariota

Reino: Fungi

Phylum: Ascomycota

Clase: Ascomycetes

Orden: Pleosporales

Género: *Coniothyrium*

a.2 Morfología

Fructifica en PDA con facilidad produciendo picnidios oscuros con profusión de conidias sin conidióforo, oscuras, unicelulares y ovoides con el ápice obtuso y la base ligeramente truncada (28).

a.3 Sintomatología

Manchas ovaladas o circulares presentes sobre las hojas, marrón claro u ocre, con el borde purpúreo, en el centro se observan puntos negros. El crecimiento de la planta se ve afectado (27).

b. *Fusarium moniliforme* J. Sheld

b.1 Posición taxonómica

Dominio: Eucariota

Reino: Fungi

Phylum: Ascomycota

Clase: Ascomycetes

Orden: Hypocreales

Género: *Fusarium*

Especie: *F. moniliforme*

b.2 Morfología

Microconidióforos simples, laterales, fiálides subuladas, formando una hifa aérea. Microconidia más o menos aglutinada, micelio rosado, una o dos células fusiforme-ovadas. Microconidióforos consisten en una célula basal y de dos a tres células apicales. Clamidosporas ausentes, esclerocio azul oscuro, esférico, presente o no. El hongo presenta una septación variada en las conidias (3).

b.3 Sintomatología

Fusarium moniliforme ocasiona pudrición de diferentes tejidos (especialmente células parenquimáticas) en coronas, yemas y raíces reservantes. Las pudriciones provocadas por *F. moniliforme* empiezan de la parte externa hacia el interior del tejido vegetal. (3)

Según la parte afectada: (4)

Frutos: lesiones.

Hojas: coloración anormal, crecimiento micelial.

Raíces: Crecimiento micelial.

Semillas: Lesiones, micelio.

Tallos: decoloración externa, crecimiento anormal, micelio visible.

Planta en general: mal del talluelo

b.4 Epidemiología

La penetración de *Fusarium* a la planta es a través de diferentes mecanismos: por heridas naturales dejadas por los pelos radiculares o raíces secundarias al salir de las raíces principales o reservantes. Por heridas ocasionadas por nematodos o insectos. En heridas realizadas por la mala ejecución de algunas labores culturales como aporques, desaporques o cosechas. *Fusarium moniliforme*, no se ha especializado en infectar un determinado tipo de tejido, una vez que ha penetrado en el interior del tejido comienza a necrosarlo, degradarlo y finalmente colonizarlo. El óptimo de temperatura para el desarrollo de la enfermedad esta entre los 25 a 30 °C, pero se puede encontrar infecciones en rangos menores de temperatura. El nivel de humedad en el suelo es otro factor importante para el desarrollo de *Fusarium*. Cuando se tiene exceso de humedad, las macroconidias, microconidias y clamidosporas germinan y penetran rápidamente. (3)

b.5 Hospederos

Los hospederos de importancia económica incluyen las siguientes familias: *Poaceae*, *Amaranthaceae*, *Liliaceae*, *Asclepiadaceae*, *Betulaceae*, *Bromeliaceae*, *Buxaceae*, *Caryophyllaceae*, *Coniferaceae*, *Brassicaceae*, *Convolvulaceae*, *Cucurbitaceae*, *Euphorbiaceae*, *Iridaceae*, *Lauraceae*, *Fabaceae*, *Liliaceae*, *Linaceae*, *Malvaceae*, *Marantaceae*, *Moraceae*, *Musaceae*, *Orchidaceae*, *Arecaceae*, *Polemoniaceae*, *Rosaceae*, *Rubiaceae*, *Rutaceae*, *Scrophulariaceae*, *Solanaceae*, *Sterculiaceae* y *Tiliaceae*. (4)

b.6 Control

Se sugiere ver control de *Fusarium* sp.

c. *Fusarium oxysporum* Schlecht

c.1 Posición taxonómica

Dominio: Eucariota

Reino: Fungi

Phylum: Ascomycota

Clase: Ascomycetes

Orden: Hypocreales

Género: *Fusarium*

Especie: *F. oxysporum*

c.2 Morfología

Fusarium oxysporum es un hongo bastante común en la naturaleza porque produce una gran cantidad de microconidias que germinan con mucha facilidad. Las microconidias son generalmente unicelulares y ovaladas y se forman en falsas cabezas en el extremo de monofiálides cortos. El hongo también forma macroconidias y clamidosporas. Las macroconidias son ligeramente falcadas, con una célula apical

atenuada y una célula basal en forma de bota, tienen 3 a 5 septos y un ancho menor de 4 μm . Las clamidosporas son terminales o intercalares, solitarias o en cadenas. (3, 6)

c.3 Ecología y Epidemiología

Fusarium oxysporum es un organismo eficiente en la descomposición de materia orgánica. Vive en el suelo en su forma saprofitica, en ausencia de un hospedante apropiado, o se mantiene latente como clamidospora. No se conocen los factores que influyen en el desarrollo de la enfermedad en el campo, pero en almacén, donde la temperatura preponderante es de 15 a 18 °C y la humedad es alta, producto de la transpiración, *F. oxysporum* es sumamente activo. (3, 6)

c.4 Hospederos

Géneros importantes: *Acacia*, *Albizia*, *Allium*, *Azadirachta*, *Brassica*, *Dioscorea* y *Gypsophila*. (4)

c.5 Control

Se recomiendan las mismas medidas de control utilizadas para *Fusarium* sp.

d. *Fusarium* sp

d.1 Posición taxonómica

Dominio: Eucariota

Reino: Fungi

Phylum: Ascomycota

Clase: Ascomycetes

Orden: Hypocreales

Género: *Fusarium*

d.2 Morfología

La forma y tamaño de las esporas es la característica principal para el reconocimiento de *Fusarium*. Las esporas están dispersas en el micelio aéreo o en esporodoquios o masas limosas. Los macroconidios son curvados, pluriseptados, con una célula apical más o menos puntiaguda y en muchas especies con una célula basal en forma de pie. Los microconidios son comúnmente unicelulares, elipsoidales, fusiformes, claviformes, piriformes o subglobosos, similares en ancho a los macroconidios, con una base redondeada o truncada, por lo general formando cabezuelas mucosas, pero en algunas especies en cadenas basípetas. No siempre son producidos ambos tipos de esporas. Los conidióforos del micelio aéreo en algunos casos sólo constan de una célula conidiógena, en otros están ramificados, a veces en verticilos. Las monofiálides producen conidios desde una sola abertura y en las polifiálides surgen las esporas desde más de una abertura en la misma célula. La presencia de una célula basal con forma de pie en los macroconidios se considera característica de *Fusarium* pero varios géneros de Coelomycetes también la tienen. A su vez unas pocas especies de *Fusarium* presentan conidios pluriseptados sin esa célula basal y se las llama mesoconidios. Algunas especies presentan clamidosporas terminales, laterales o intercalares, a veces formando cadenas. Las células conidiales ocasionalmente se transforman en clamidosporas. Algunas especies forman esclerocios irregulares beige, ocre, pardo o gris oscuro. Las colonias de *Fusarium* crecen moderada a profusamente, tienen diversos colores (blanco, rosado pálido, rojo, anaranjado, púrpura, celeste, verde aceituna o pardo), especialmente en el reverso de la colonia, excepto pardo oscuro o negro. El micelio es ralo o denso, ya sea algodonoso, como un fieltro o con una zona central de funículos, pero en algunos casos es limoso. (6, 10, 23)

Los teleomorfos producen peritecios y pertenecen a los géneros *Cosmospora*, *Gibberella*, *Nectria* (*Albonectria*, *Haematonectria*), *Monographella* y *Plectosporium*. La mayoría de las especies son heterotálicas. Ocasionalmente se suele observar a *N. haematococca* Berk. & Br. (*F. solani*) en los cultivos corrientes y con frecuencia los peritecios de la homotálica *Gibberella zeae* (Schw.) Petch (*F. graminearum*) al prolongar la incubación. (10)

d.3 Control

El control preventivo incluye manejo integrado del cultivo y la aplicación de tebuconazole como acción curativa. (10)

e. *Glomerella* sp

e.1 Posición taxonómica

Dominio: Eucariota

Reino: Fungi

Phylum: Ascomycota

Clase: Ascomycetes

Familia: Glomerellaceae

Género: *Glomerella*

e.2 Sintomatología

Los síntomas de *Glomerella* son pequeñas manchas gris a marrón. Cerca de la maduración en frutos, *Glomerella* aparece como una mancha circular, firme, marrón claro que puede estar ligeramente hundida. Estas lesiones aumentan de tamaño hasta unos 3 cm de diámetro. Las esporas se producen dentro de las lesiones que aparecen como ampollas y luego como círculos en tonos rosa o naranja. En lesiones de mayor edad, se observan halos de color marrón oscuro o negro. (4)

A medida que la enfermedad se desarrolla, se extiende hacia el centro. Una sección transversal de la fruta muestra la podredumbre del tejido como en forma de V. Eventualmente todo el sector de la fruta se pudrirá, a veces puede haber infecciones secundarias que contribuyen al rápido desarrollo de la enfermedad. *Glomerella* no es visto a menudo en las hojas. Cuando lo hace, aparece como pequeñas manchas rojizas que se convierten en manchas marrones alrededor de 0,5 a 1,5 mm de ancho. (4)

e.3 Epidemiología

Para que se presente *Glomerella* son necesarios ambientes cálidos y húmedos, la alta humedad es ideal para el desarrollo de esporas. Las esporas pueden sobrevivir durante el invierno en las frutas como cánceres momificados. Estas esporas son llevadas por la lluvia, los insectos y el viento. Si las condiciones son favorables, las esporas germinan y penetran en el fruto. La propagación se da especialmente a temperaturas cálidas. (6)

e.4 Control

Pueden realizarse aplicaciones de mancozeb, ziram y captan. También es muy importante la eliminación y destrucción de todos los frutos momificados. (6)

f. *Penicillium* sp

f.1 Posición taxonómica

Dominio: Eucariota

Reino: Fungi

Phylum: Ascomycota

Clase: Ascomycetes

Subclase: Eurotiomycetidae

Orden: Eurotiales

Género: *Penicillium*

f.2 Morfología

Este género se caracteriza por formar conidios en una estructura ramificada semejante a un pincel que termina en células conidiógenas llamadas fiálides. Si hay sólo un verticilo de fiálides el pincel es monoverticilado. Las ramificaciones de un pincel poliverticilado son ramas, rámulas, métulas y fiálides. Los conidios generados en fiálides suelen llamarse fialoconidios para indicar su origen. En la fiálide, al dividirse el núcleo, se extiende simultáneamente el extremo apical que luego se estrangula

separando a la espora recién formada. Se llama conectivo a la porción de pared que une entre sí a los conidios permitiendo la formación de cadenas. Los filamentos o hifas alcanzan un diámetro entre dos o tres micrómetros y tienen septos con un poro central que no es visible al microscopio óptico. Las paredes del estípote, las ramas o las métulas pueden ser lisas, rugosas o equinuladas. La pared de las fiálides es siempre lisa. Las fiálides pueden tener forma de ánfora o bien ser casi cilíndricas con la porción apical en forma de cono. El tamaño máximo de las fiálides es de 15 µm y la parte terminal no supera los 3 µm de largo. Los conidios son esféricos o elipsoidales, unicelulares, hialinos que en masa se ven de color verde, verde azulado, verde aceituna o gris. La pared de los conidios es lisa o rugosa según las especies. El género *Penicillium* está subdividido en grupos o subgéneros de acuerdo a la morfología de los pinceles aunque también se tiene en cuenta la velocidad de crecimiento. La serie *Monoverticillata* o subgénero *Aspergilloides*, comprenden a todos los penicilios monoverticilados. En ellos el estípote suele tener mayor diámetro en la zona donde se implantan las fiálides, sin llegar a ser una vesícula como en el género *Aspergillus*. La serie *Terverticillata* o subgénero *Penicillium*, comprende a las especies que tienen tres, a veces cuatro, niveles de ramificaciones y son de crecimiento relativamente rápido sobre Czapek-Glicerol. Las especies con pinceles biverticilados, generalmente simétricos, cuyas colonias son de crecimiento lento sobre Czapek-Glicerol se agrupan en la serie *Biverticillata symmetrica* ó subgénero *Biverticillium*, pero a veces suele haber algunos pinceles verticilados. Las fiálides son delgadas, con el ápice alargado y alcanzan la misma longitud que las métulas. Si los pinceles son biverticilados o irregulares, a veces junto a monoverticilados, con las fiálides en forma de ánfora y más cortas que las métulas, se las reúne en el subgénero *Furcatum* que comprende especies de las series *Biverticillata asymmetrica* y *Divaricata*. Las cepas de *Penicillium* con reproducción sexual corresponden a los géneros teleomórficos *Eupenicillium* que forma cleistotecios con pseudoparénquima constituido por células de pared engrosada, y *Talaromyces* que presenta los ascos rodeados de hifas entrelazadas formando la delgada pared del gimnotecio. *Eupenicillium* y *Talaromyces* tienen además otros anamorfos en los géneros *Torulomyces* el primero y *Geosmithia*, *Merimbla* y *Paecilomyces* el segundo. (11)

f.3 Ecología y Epidemiología

Los penicilios crecen sobre los alimentos preparados o sus materias primas, ya sean de origen vegetal o animal, si hallan la actividad del agua y los nutrientes necesarios. La baja temperatura de almacenamiento disminuye la velocidad del deterioro de las frutas infectadas por *P. expansum*, pero no lo previene. Los granos de cereales pueden contener *P. aurantiogriseum* aún antes de la cosecha, especialmente en las épocas húmedas, pero la mayor contaminación ocurre en los depósitos donde se mantienen las esporas desde una cosecha anterior. La esporulación a una baja actividad del agua permite a los hongos completar su ciclo de vida sobreviviendo a las condiciones adversas, para ser luego diseminados por insectos y ácaros. *P. aurantiogriseum* esporula a una actividad del agua de 0,86 aw si la temperatura es 16 ó 30 °C, pero a 23°C a una actividad próxima a 0,83 aw. (4, 11)

f.4 Hospederos

Penicillium tiene un amplio rango de hospederos. Es el agente causal de los mohos de frutos y plantas. (11)

g. *Phoma* sp

g.1 Posición taxonómica

Dominio: Eucariota

Reino: Fungi

Phylum: Ascomycota

Clase: Ascomycetes

Subclase: Sordariomycetidae

Orden: Diaporthales

Familia: Valsaceae

Género: *Phoma*

g.2 Morfología

Las especies de este género presentan un micelio inmerso y ramificado, septado, hialino o pálido. La estructura reproductora es un picnidio, que puede ser inmerso o casi inmerso, marrón, globoso, que puede presentarse aislado o agregado y las paredes delgadas. Las células que lo conforman son de color marrón pálido y son de forma angular. Puede presentar varios ostiolos, generalmente no papilados. Los conidióforos no están presentes. Los conidios son hialinos, aseptados, de paredes finas frecuentemente gutulados y de forma elipsoidal, fusiforme, piriforme o globosa. La mayoría de las especies del género *Phoma* son saprófitas, tan sólo algunas son patógenas. Estas causan necrosis, podredumbres secas y mal del talluelo. (5)

g.3 Ecología

Phoma es un género de hongos que habita en el suelo y es hábil en la descomposición de materia orgánica, pero también es patógeno para un gran número de especies vegetales. Generalmente se comporta como parásito débil que requiere heridas para iniciar su acción patogénica, pero también el ataque puede iniciarse en tejido que ha sido previamente afectado por otros patógenos, por ejemplo *Fusarium spp.* En el caso específico de *Phoma*, parece que el hongo es favorecido por las temperaturas bajas en el suelo y suficiente humedad. El inóculo se conserva de un ciclo de cultivo a otro. (5)

1.5.1.C Basidiomicetos

a. *Corticium* sp

a.1 Posición taxonómica

Dominio: Eucariota

Reino: Fungi

Phylum: Basidiomycota

Clase: Basidiomycetes

Orden: Polyporales

Familia: Corticiaceae

Género: *Corticium*

a.2 Sintomatología

El mal rosado se caracteriza por la presencia de una costra en los tallos. Esta costra constituye el micelio del hongo que inicialmente es de color cremoso y eventualmente se torna rosado a salmón. Se observan manchas blanquecinas que al avanzar la enfermedad se vuelven rosadas. El hongo penetra los tejidos del tallo ocasionándoles una estrangulación interna lo que provoca la muerte de los órganos localizados después del punto de infección. (4)

a.3 Epidemiología

Las basidiosporas del hongo se diseminan a través del viento y por el salpicado de la lluvia. La infección se favorece por condiciones de alta humedad y temperaturas moderadas. Estas estructuras sobreviven en el tejido enfermo y en los desechos de infecciones previas. (4)

a.4 Control

Podar o eliminar el tejido afectado. Puede utilizarse oxiclóruo de cobre para su control.
(4)

b. *Puccinia horiana* Hennings

b.1 Posición taxonómica

Phylum: Basidiomycota

Clase: Urediniomycetes

Orden: Uredinales

Familia: Pucciniaceae

Género: *Puccinia*

Especie: *Puccinia horiana*

b.2 Morfología

Se observan esporas bicelulares (teliosporas), pediceladas, hialinas, que corresponden a *Puccinia horiana*. (24)

b.3 Sintomatología

En el cultivo se puede identificar por el síntoma característico de lesiones cloróticas en el haz, y por el envés de la hoja se puede presentar pústulas de color pálido a rosado, que atacan indistintamente las hojas a lo largo del tallo, la intensidad de la infección dependerá de la susceptibilidad de la variedad cultivada, en cultivos muy afectados las pústulas se pueden observar en brácteas y tallos, en flores se puede presentar necrosis con desarrollos ocasionales de pústulas. (24)

b.4 Ecología y Epidemiología

Puccinia horiana es una roya autoica, microcíclica. Las teliosporas, que son bicelulares, germinan produciendo basidiosporas unicelulares. Estas se dispersan con las corrientes de aire. No se conocen otras esporas. Las teliosporas y basidiosporas pueden germinar a temperaturas comprendidas entre 1 y 32 °C con temperaturas óptimas de 15 a 20 °C para las teliosporas y de 13 a 18 °C para las basidiosporas. Para estas germinaciones es indispensable una humedad relativa muy elevada (90% mínimo). En las referidas condiciones óptimas, la germinación de teliosporas y descarga de basidiosporas en la superficie de las hojas es un proceso muy rápido. Sólo con 5 horas es suficiente para que una nueva infección se establezca. El período de incubación es de 7 a 10 días, pero con temperaturas alrededor de 30°C puede prolongarse a 8 semanas. (4, 27)

b.5 Hospederos

La roya blanca del crisantemo es una plaga específica de *Chrysanthemum morifolium* Ramat, en todas las variedades. (4, 27)

b.6 Control

Es un patógeno muy agresivo y difícil de erradicar, por lo tanto el control debe estar enfocado hacia el manejo integrado del cultivo.

c. *Rhizoctonia solani* (*Thanatephorus cucumeris*)

c.1 Posición taxonómica

Dominio: Eucariota

Reino: Fungi

Phylum: Basidiomycetes

Clase: Basidiomycetes

Orden: Ceratobasidiales

Familia: Ceratobasidiaceae

Género: *Thanatephorus*

Especie: *T. cucumeris*

c.2 Morfología

Su forma sexual (*Thanatephorus cucumeris*) produce basidiosporas. Las hifas son incoloras en estadios juveniles, pero se tornan amarillas o café claro a medida que maduran. El micelio está constituido por células alargadas y produce ramificaciones que crecen casi en ángulo recto con respecto a la hifa principal, estrechándose ligeramente a nivel de la bifurcación y poseen un septo cerca de ella. Las características de las ramificaciones comúnmente son los únicos medios disponibles para identificarlo. En ciertas ocasiones el hongo produce ramilletes de células cortas, anchas, de forma oval o triangular y que se asemeja a esclerocios, los cuales funcionan como clamidosporas, o en todo caso, dicho ramilletes se desarrollan en pequeños esclerocios de color café a negro, dispuestos en forma laxa. Puede encontrarse al hongo en su estado asexual, *Rhizoctonia solani* coexistiendo con su fase sexual *Thanatephorus cucumeris*. Las hifas maduras llegan a medir entre 8 y 10 μm de diámetro y tienen dos puntos refringentes opuestos a ambos lados de la septa. (4)

c.3 Sintomatología

Los síntomas más intensos se han observado en las plantas que detienen su desarrollo debido a que sus raíces y raicillas han sido afectadas por el patógeno. En las raicillas se observa una necrosis completa, de tal manera que el tejido se torna sumamente frágil y la planta se puede desprender del suelo con facilidad. Las raíces más gruesas y a veces los estolones, muestran lesiones hundidas de color marrón oscuro que pueden abarcar grandes extensiones. En los tubérculos los daños son leves, generalmente son escoriaciones que sólo comprometen el peridermo. También se ha observado necrosis en las puntas de los brotes y en el cuello de la planta. (4)

c.4 Ecología y Epidemiología

T. cucumeris es un habitante del suelo que, en su condición de parásito facultativo por excelencia, puede vivir a expensas de la materia orgánica presente en el suelo y de plantas vivas. Otra característica de este hongo es que parasita un sinnúmero de especies botánicas, incluso algunas gramíneas y también puede ser un invasor secundario de tejidos vegetales en proceso de descomposición. La diseminación se produce probablemente por el agua que arrastra partículas de suelo infestado. (4)

1.5.1.D Oomicetos

a. *Phytophthora* sp

a.1 Posición taxonómica

Phylum: Oomycota

Clase: Oomycetes

Orden: Pythiales

Familia: Pythiaceae

Género: *Phytophthora*

a.2 Morfología

Varias características son tomadas en cuenta para la clasificación morfológica de las especies de *Phytophthora*, una de las más importantes es la forma del esporangio basado en el tipo de la papila, el desarrollo sexual de la oospora, el arreglo del anteridio con el Oogonio, entre otras. (4)

a.3 Sintomatología

Los síntomas iniciales son necrosamiento y pudrición de raíces secundarias y terciarias que son las que se encargan de la absorción de agua, luego se presenta la marchitez de plantas y posteriormente pudrición de frutos, la muerte de la planta es ocasionada por avance del hongo a través del pedúnculo del fruto, ramas y tallo. (4)

a.4 Ecología y Epidemiología

Phytophthora es un patógeno que habita en el suelo y afecta principalmente las raíces y la base del tallo de la planta, aunque también puede atacar las partes aéreas. Bajo condiciones favorables de temperatura (25 a 28 °C) y alta humedad del suelo, la mayoría de las especies del hongo son sumamente agresivas, capaces de destruir campos enteros de los hospedantes. Este hongo sobrevive de un ciclo a otro en el suelo en forma de oosporas. (4)

En *Phytophthora* sp. es el esporangio asexual el responsable de la rápida diseminación de la epidemia, pues liberan zoosporas móviles que subsecuentemente forman cistos, germinan e infectan el material vegetal. La forma de diseminación de los propágulos del patógeno está asociada con la forma del esporangio. Las especies cuyos esporangios son no papilados liberan las esporas por un poro de salida sin soltarse de la hifa que lo sostiene (esporangios no caducos). Luego de la expulsión de las zoosporas una nueva estructura se forma dentro del esporangio vacío el cual se convierte en un esporangio secundario (proliferación esporangial) en este caso la dispersión de las zoosporas esta limitada por el flujo de agua. En el caso de las especies cuyos esporangios son papilados o semipapilados, los mismos pueden desprenderse de las hifas de las cuales nacieron (reciben el nombre de caducos) y poseen mas facilidad de ser dispersados por el viento, salpicaduras de lluvia o por las practicas agrícolas. Los esporangios de las especies papiladas (ej. *P. infestans*) también muestran la capacidad de infectar directamente vía zoosporas dependiendo de las condiciones climáticas. (4)

a.5 Control

El control de esta enfermedad ha sido tradicionalmente difícil no habiendo hasta la fecha un manejo integral de la misma, pues por una parte no se tienen materiales comerciales resistentes, el control cultural no es totalmente efectivo. El control químico es deficiente, debido principalmente a las interacciones con organismos que lesionan la raíz, además el hongo tiene una respuesta variable a los fungicidas empleados y puede desarrollar resistencia a los mismos. (4)

b. *Pythium* sp

b.1 Posición taxonómica

Reino: Chromista

Phylum: Oomycota

Clase: Oomycetes

Orden: Saprolegniales

Género: *Pythium*

b.2 Morfología

Los esporangios y las hifas son las estructuras reproductivas asexuales que forma *Pythium*. Su morfología varía desde filiforme en algunas especies hasta esféricos en otras. Las estructuras esféricas sobreviven por periodos más largos en contraste con los esporangios filamentosos o lobulados ya que se cree que estos últimos tienen un menor tiempo de vida en el suelo. (4)

b.3 Sintomatología

Pythium infecta a semillas y plántulas antes de emerger del suelo, el hongo también infecta las raíces e hipocótilo de las plántulas después de emerger, llegando a ocasionar la muerte. Muchas especies de plantas pueden sobrevivir a la infección luego de que ha emergido, no obstante generalmente exhiben síntomas tales como reducción de su vigor y poco desarrollo. También puede infectar las raíces de plantas maduras

ocasionando lesiones necróticas y pudriciones. *Pythium* reduce significativamente el crecimiento y productividad de los cultivos aun cuando no manifieste la sintomatología característica asociada con la enfermedad, debido a que las raicillas y pelos radiculares son destruidas, el sistema radicular utiliza el nitrógeno y otros nutrientes ineficientemente. (4)

b.4 Ecología y Epidemiología

Las oosporas son las estructuras principales de sobrevivencia en la mayoría de las especies de *Pythium*. Estas esporas sexuales son resistentes a la deshidratación y pueden sobrevivir en el suelo durante largos periodos de tiempo en ausencia de un hospedero o un sustrato orgánico que soporte un crecimiento saprofito. Por ejemplo las oosporas de *P. ultimum* pueden sobrevivir en suelos secos hasta por 8 meses, las de *P. aphanidermatum* y *P. graminicola* se ha recuperado del suelo hasta después de 11 meses *Pythium aphanidermatum* sobrevive como oospora hasta 16 meses. Se han reportado recuperaciones de oosporas hasta 12 años después de estar en suelos áridos. Este fenómeno se debe a que las oosporas de *Pythium* exhiben una dormancia o latencia que hace que estas no germinen aunque las condiciones sean favorables para su desarrollo. Los eventos moleculares que sacan a las oosporas de su dormancia hacia el estado germinativo aun no han sido bien establecidos en *Pythium*. En algunas especies como *Pythium ultimum*, la maduración es un proceso acompañado de la reducción en el espesor de la pared de la oospora. Para otras especies como *P. aphanidermatum* la germinación no se acompaña de esta característica. (4)

b.5 Hospederos

Muchas especies son patógenas de plantas, otras son estrictamente saprófitas del suelo o son parásitas de insectos, peces, algas o mamíferos. Se cree que algunas especies no patógenas muestran características de control biológico capaces de proteger a las plantas del ataque de las especies patógenas. Algunas especies patógenas poseen un rango amplio de hospederos, mientras otras infectan un limitado número de especies de plantas. Por ejemplo, *P. aphanidermatum* y *P. ultimum* son patógenos de un gran número de cultivos, mientras que *P. graminicola* y *P. spinosum* tienen un número de hospederos más restringidos. (4)

b.6 Control

El control de la enfermedad consiste principalmente en modificar las prácticas agrícolas y la aplicación de pesticidas químicos, existen algunas variedades de plantas menos susceptibles, pero los esfuerzos de los mejoradores por crear variedades resistentes no han tenido éxito. Se ha tratado de controlar la enfermedad en diferentes estados de desarrollo de los cultivos. Por ejemplo, se han tratado las semillas con fungicidas para proteger las plántulas de la infección al momento de emerger. (4)

1.5.1.E Zygomycetos

a. *Rhizopus* sp

a.1 Posición taxonómica

Reino: Fungi

Phylum: Zygomycota

Clase: Zygomycetes

Orden: Mucorales

Familia: Mucoraceae

Género: *Rhizopus*

a.2 Morfología

Tiene conidióforos de más de 1 mm de largo y 10 a 20 μm de grosor que emergen por pares y van unidos por un extremo a rizoides sin ramificaciones secundarias y por el otro a esporangios que miden hasta 150 μm de diámetro y contienen numerosas esporas elipsoidales de 8 a 10 μm de largo. La columela es elipsoidal y es más larga que ancha. *Rhizopus stolonifer* tiene esporangióforos de hasta 2 mm de largo, los esporangios alcanzan hasta 200 μm de diámetro con esporas ovaladas que miden entre 10 y 25 μm de largo. La columela es globosa. Los rizoides son de ramificación compleja. *Rhizopus microsporus* tiene rizoides simples y esporangióforos que alcanzan

una longitud máxima de 0.8 mm. Los esporangios son globosos y la columela ligeramente piriforme, más angosta en su unión con el esporangióforo. Las esporas son de tipo homogéneo y miden entre 4.9 y 5.6 μm . Las especies de *Rhizopus* son los mayores contaminantes del ambiente, sus esporas se encuentran suspendidas en el aire o sobre diversos objetos. Cualquier material que contenga almidón y suficiente humedad es un sustrato apropiado para su desarrollo. (4)

a.3 Sintomatología

Las partes afectadas se oscurecen completamente y se recubren de una lanosidad blanca grisácea con estructuras semejantes a cabezas de alfiler. El tejido se ablanda pero por alguna razón el tejido no se desintegra totalmente y mantiene su estructura casi compacta. (4)

a.4 Ecología y Epidemiología

Las especies de *Rhizopus* se desarrollan mejor a temperaturas altas, aunque la germinación de las esporas y la infección se realizan mejor a 20°C. La humedad relativa de 70 a 80 % favorece la infección. El sol de la tarde y el rocío de la madrugada influyen favorablemente en la germinación de las esporas y en la penetración del tubo germinativo en el tejido, especialmente si se han producido heridas. Los hongos de este grupo producen enzimas pectolíticas con las que disuelven el sustrato en el que se desarrollan. Por esta razón son muy eficientes en la desnaturalización de los tejidos que invaden. (4)

1.6 Conclusiones y Recomendaciones

1.6.1 Conclusiones

- Las enfermedades que se presentaron con mayor frecuencia en los cultivos ornamentales de exportación fueron: marchitez, antracnosis, pudrición de raíces, moho foliar y mancha de la hoja. De estas cinco enfermedades, únicamente la antracnosis, la pudrición de raíces y la mancha de la hoja son enfermedades importantes porque pueden ocasionar en un corto periodo la muerte de sus hospederos.
- De las enfermedades de importancia cuarentenaria se reportó únicamente la roya blanca del crisantemo ocasionada por *Puccinia horiana* en el municipio de San Juan Sacatepéquez, Guatemala. Si bien en la actualidad esta planta aún no es considerada como una especie para la exportación, tiene un gran potencial para serlo siempre y cuando cumpla con los requerimientos fitosanitarios.
- A nivel nacional, en las áreas de cultivo de plantas ornamentales de exportación, funciona un programa de vigilancia fitosanitaria del Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación. Mediante los datos de procedencia de las muestras, se determinó que las áreas mayormente afectadas por enfermedades en plantas ornamentales de exportación fueron: Cobán Alta Verapaz, Chicacao Suchitepéquez y Retalhuleu.
- Durante el periodo de duración del diagnóstico, el cultivo de exportación mayormente afectado por enfermedades ocasionadas por microorganismos fitopatógenos fue la hiedra (*Hedera helix*). Esto se pudo determinar a través del análisis, pues fue el cultivo con un mayor número de patógenos diagnosticados y a la vez la especie (hiedra) que abarca una considerable superficie de cultivo en el área de Cobán, Alta Verapaz, de donde provenía la mayor parte de muestras.

1.6.2 Recomendaciones

- Integrar tecnología y prácticas agrícolas que permitan un manejo integrado del cultivo para reducir el riesgo de enfermedades.
- Debido a la importancia económica que tienen los cultivos ornamentales de exportación para el país, mantener los monitoreos para el control de plagas y enfermedades, mismo que deberá ser realizado por una entidad profesional en el campo fitosanitario.
- Iniciar las acciones que permitan controlar, excluir y erradicar el patógeno *Puccinia horiana* responsable de la roya blanca del crisantemo debido a la importancia cuarentenaria de la enfermedad.

1.7 Bibliografía

1. Aira, MJ; Jato, V; Rodríguez-Rajo, FJ. 2006. Comportamiento temporal de las mitosporas de *Cladosporium* en la atmósfera de Galicia (España) (en línea). Boletín Micológico 21:19–26. Consultado 14 mayo 2008. Disponible en www.uv.cl/servicios/externos/lab_micologia/boletines/micologia%202006/3_cladosporium.pdf
2. Akamatsu, H; Chilvers, MI; Hernández-Bello, MA; Peever, TL. 2006. Host specificity of *Ascochyta* spp. infecting legumes of the *Viciae* and *Ciceraceae* tribes and pathogenicity of an interspecific hybrid (en línea). Phytopathology 96(10): 1148-1156. Consultado 8 ene 2008. Disponible en <http://classes.plantpath.wsu.edu/peeverlab/documents/Marcopaperreprint.pdf>
3. Bayer CropScience, PE. 2008. *Fusarium moniliforme*: espárrago y caña de azúcar (en línea). Perú. Consultado 7 jul 2008. Disponible en <http://www.bayercropscience.com.pe/web/index.aspx?articulo=546>
4. CABI, UK. 2007. CPC-crop protection compendium. UK, CAB International. 2 CD.
5. Cabrera, MG; Zárate, MV. 2004. Primera información de *Alternaria alternata* sobre *Bellis perennis*, en Resistencia, Chaco (en línea). Argentina, Universidad Nacional del Nordeste, Facultad de Ciencias Agrarias. Comunicaciones Científicas y Tecnológicas. Consultado 2 dic 2007. Disponible en www.unne.edu.ar/Web/cyt/com2004/5-Agrarias/A-025.pdf
6. Cabrera, R; Giménez, C; López, D; Lorenzo, C; Melo, C; Prendes, C. 2006. Identificación de hongos fitopatógenos en cultivos de Terceira, Azores (en línea). España. Universidad de La Laguna, Facultad de Biología, Fitopatología. Consultado 8 ene 2008. Disponible en www.interfruta.net/ficheiros/publicacoes/1158323434.pdf
7. Cárdenas Soriano, E; Mena Nevárez, G; Mora Aguilera, G; Nieto Ángel, D; Noriega Cantú, D; Téliz Ortiz, D. 1999. Epidemiología y control de la antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides* Penz) en mango (en línea). México. Consultado 20 ene 2008. Disponible en <http://www.colpos.mx/ifit/entacar/avances/061.htm>
8. Carillo, L. 2003. Los hongos de los alimentos y forrajes: *Alternaria* (en línea). Argentina. Universidad Nacional de Salta, Facultad de Ingeniería. Consultado 2 dic 2007. Disponible en www.unsa.edu.ar/matbib/hongos/07htextoalternaria.pdf
9. _____. 2003. Los hongos de los alimentos y forrajes: *Aspergillus* (en línea). Argentina. Consultado 2 dic 2007. Disponible en www.unsa.edu.ar/matbib/hongos/04htextoaspergilos.pdf
10. _____. 2003. Los hongos de los alimentos y forrajes: *Fusarium* (en línea). Argentina. Universidad Nacional de Salta, Facultad de Ingeniería. Consultado 3 dic 2007. Disponible en www.unsa.edu.ar/matbib/hongos/06htextofusarios.pdf

11. _____. 2003. Los hongos de los alimentos y los forrajes: *Penicillium* (en línea). Argentina. Universidad Nacional de Salta, Facultad de Ingeniería. Consultado 2 dic 2007. Disponible en www.unsa.edu.ar/matbib/hongos/05htextopenicilios.pdf
12. Cattanach, A; Lamey, H. 1996. *Cercospora* leafspot of sugarbeet (en línea). US. Consultado 6 dic 2007. Disponible en <http://www.ag.ndsu.edu/pubs/plantsci/rowcrops/pp764w.htm>
13. Chase, AR. 1998. *Alternaria* diseases of ornamentals (en línea). Western Farm Service, Western Connection, Turf & Ornamentals, News Letter 1(3):1-4. Consultado 2 dic 2007. Disponible en www.westernfarmservice.com/newsletters/turf/alternaria.pdf
14. Cornell University, Department of Plant Pathology, US. 2007. Guía sinóptica para hoja de tomate (en línea). Ithaca, NY, US, Vegetable MD Online. Consultado 20 abr 2008. Disponible en <http://vegetablemdonline.ppath.cornell.edu/DiagnosticKeys/TomLeaf/TomLeafKeySp.html>
15. Ferreira, S; Gonsalves, A. 1994. *Cercospora* primer: crop knowledge (en línea). Hawaii, University of Hawaii at Manoa, College of Tropical Agriculture and Human Resources, Department of Plant Pathology. Consultado 20 ene 2008. Disponible en http://www.extento.hawaii.edu/Kbase/crop/type/cer_prim.htm
16. Hyde, K; McKenzie, E; Whitton, S. 2000. Microfungi on the Pandanaceae: two new species of *Camposporium* and key to the genus: introduction (en línea). US. Consultado 3 dic 2007. Disponible en www.springerlink.com/index/G5UB8Y9JYWWNMK6B.pdf
17. Icochea Ames, T De. 1997. Enfermedades fungosas y bacterianas y principios para su control (en línea). Perú. Consultado 8 dic 2007. Disponible en www.cipotato.org/artc/series/03_PDF_Ulluco/04_enfermedades.pdf
18. Infoagro.com. 1997. Técnicas para el control de *Botrytis* (primera parte) (en línea). España. Consultado 2 dic 2007. Disponible en <http://www.infoagro.com/abonos/botrytis.htm>
19. Knoxfield, R. 1999. Diseases of white clover – 3: leaf spot diseases (en línea). Australia. Consultado 9 mayo 2008. Disponible en [www.dpi.vic.gov.au/.../9e58661e880ba9e44a256c640023eb2e/57f325fa93b4b461ca256f100022e6b4/\\$FILE/AG0733.pdf](http://www.dpi.vic.gov.au/.../9e58661e880ba9e44a256c640023eb2e/57f325fa93b4b461ca256f100022e6b4/$FILE/AG0733.pdf)
20. Kunz, R. 2007. Control of post harvest disease (*Botryodiplodia* sp.) of rambutan and annona species by using a bio-control agent (*Trichoderma* sp.) (en línea). US, Industrial Technology Institute, International Centre for Underutilised Crops. Consultado 8 ene 2008. Disponible en www.icuciwmi.org/files/Publications/Robert%20report%20290807.pdf

21. MAGA (Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación, GT); UNR (Unidad de Normas y Regulaciones, GT). 2008. Unidad de Normas y Regulaciones: estructura organizativa (en línea). Guatemala. Consultado 14 jul 2008. Disponible en: http://portal.maga.gob.gt/portal/page/portal/uc_unr
22. Malaguti, G. 2000. Enfermedades del maíz en Venezuela. *In* Fontana N, H; González N, C. 2000. Maíz en Venezuela (en línea). Maracay, Venezuela, Universidad Central de Venezuela, Facultad de Agronomía. Consultado 14 mayo 2008. Disponible en www.plagas-agricolas.info.ve/doc/html/malaguti.htm
23. Mujica, H. 2006. Aplicación de una guía didáctica de patología vegetal en la especialidad de educación agropecuaria de la Upel – Ipb (en línea). *Paradigma* 27(2):175-191. Consultado 12 mar 2008. Disponible en <http://www.scielo.org.ve/scielo.php>
24. NAPPO (North American Plant Protection Organization, US). 2004. Notificaciones Oficiales de Plagas, Sistema de Alerta Fitosanitaria: roya blanca de los crisantemos (*Puccinia horiana* Henn.) (en línea). US. Consultado 27 mar 2006. Disponible en <http://www.pestalert.org>
25. Nass A, HA; Pineda Pérez, JB. 1988. Enfermedades en el cultivo del maíz (en línea). FONAIAP Divulga no. 28. Venezuela, FONAIAP-Estación Experimental Portuguesa, Fitopatología. Consultado 12 mar 2008. Disponible en <http://www.ceniap.gov.ve/pbd/RevistasTecnicas/FonaiapDivulga/fd28/texto/enfermedades.htm>
26. Pontón, J; Dolores Moragues, M; Gené, J; Guarro, J; Quindós, G. 2002. Hongos y actinomicetos alergénicos: *Rhizopus stolonifer* (Ehrenberg: Fries) Vuillemin (en línea). *Revista Iberoamericana de Micología*. 14(2):38. Consultado 20 ene 2008. Disponible en <http://hongos-alergicos.reviberoammicol.com/files/038.PDF>
27. SARH (Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos, MX). 1997. Norma oficial mexicana 10-25-94 (en línea). México. Consultado 27 feb 2006. Disponible en <http://faolex.fao.org/docs/texts/mex13097.doc>
28. UPRM (Universidad de Puerto Rico, Servicio de Extensión Agrícola, PR). 2007. Manejo integrado de plagas y enfermedades forestales: enfermedades en arbustos, arboles y palmas (en línea). Puerto Rico. Consultado 24 abr 2008. Disponible en http://seam.uprm.edu/forest/enfermedades_en_arbustos/mancha_foliar_helminthosporium.htm

CAPÍTULO II

INVESTIGACIÓN

ESTUDIO DE ROYAS EN *Chrysanthemum morifolium* RAMAT, SAN JUAN SACATEPÉQUEZ, GUATEMALA

**A STUDY ON RUSTS IN THE *Chrysanthemum morifolium* RAMAT IN SAN JUAN
SACATEPEQUEZ, GUATEMALA**

2.1 Presentación

El municipio de San Juan Sacatepéquez es conocido como uno de los principales productores de flores a nivel nacional. En el año 2005, se conformó la Asociación de Floricultores de San Juan – ASOFLORSA-. La asociación cuenta con 200 floricultores, cada uno posee alrededor de 2 a 3 invernaderos de aproximadamente 50 m² cada uno, por lo que se calcula que aproximadamente hay 500 invernaderos formales dedicados a la producción, distribuidos en las comunidades Cruz Blanca, Comunidad de Zet, Comunidad de Ruiz, Loma Alta, Camino de San Pedro y Sajcavillá.

En el área se cultivan principalmente crisantemos, claveles y rosas. En el caso del cultivo de crisantemo, abarca el 90% de la producción total del área. Dentro de las enfermedades que presenta el cultivo, los agricultores han reportado la roya blanca del crisantemo (*Puccinia horiana* Hennings) y el cáncer negro del crisantemo originado por un virus. La importancia de la roya blanca radica en que es considerada como una plaga de importancia cuarentenaria en muchos países importadores.

El crisantemo es un cultivo con potencial para la exportación y hasta el momento no se ha logrado un control de la enfermedad, por lo que las oportunidades de incursionar en el mercado internacional actualmente son nulas dado el carácter agresivo de este patógeno.

El estudio se desarrolló durante septiembre 2006 a noviembre 2007, abarcando la época seca y la época lluviosa del país. Los invernaderos de los cuales se obtuvo las muestras fueron seleccionados mediante un muestreo de juicio.

Reportan los floricultores de la localidad que en años anteriores se observaron brotes de la roya castaña del crisantemo (*P. chrysanthemi*) sin embargo, durante el período de duración del estudio (octubre 2006 a noviembre 2007) no se encontró dicho patógeno. Es posible que, *P. horiana* reportado para el cultivo de crisantemo y con presencia en el municipio de San Juan Sacatepéquez, Guatemala, debido a su carácter de suma agresividad, haya desplazado a *P. chrysanthemi*.

Según resultados del estudio, el tipo de crisantemo que presenta el mayor porcentaje de incidencia de roya blanca es el tipo Shasta (100%), siendo este el más susceptible al ataque. En cuanto al porcentaje de severidad, los tipos Centro Verde, Pinocho y Shasta presentaron los porcentajes más altos en la escala de severidad de la enfermedad, nivel III (más del 41% de superficie infectada).

En todas las zonas productoras elegidas para la toma de muestras, se encontró *Puccinia horiana* Hennings, patógeno específico para *Chrysanthemum morifolium* Ramat.

Recientemente se ha introducido la variedad de crisantemo “Lagrimita”, la que al parecer es resistente al ataque de roya, ya que en las plantaciones en que se encontró esta variedad, no se detectó la presencia de roya blanca.

Se advirtió que el medio común de dispersión de la roya blanca son los esquejes, mismos que se obtienen de plantas madres infectadas. Este material es trasladado indiscriminadamente dentro de los invernaderos y entre las localidades.

Debido al carácter agresivo de la roya blanca y siendo esta una enfermedad difícil de erradicar una vez establecida, se recomienda integrar prácticas agrícolas que disminuyan el riesgo de infección.

2.2 Marco conceptual

2.2.1 Morfología del crisantemo

El crisantemo pertenece a la familia *Compositae* y engloba flores de las más antiguas cultivadas. Las hojas pueden ser lobuladas o dentadas, ligulosas o rugosas, de tono variable entre el verde claro y oscuro, recubiertas de un polvillo blanquecino que le da un aspecto grisáceo y casi siempre aromáticas. Posee una inflorescencia en capítulo. Existen diversos tipos de capítulo cultivados comercialmente, aunque, en general, esta inflorescencia está formada por dos tipos de flores: femeninas (radiales) y hermafroditas (concéntricas). El receptáculo es plano o convexo y está rodeado de una envoltura de brácteas. (7, 9)

2.2.2 Taxonomía del cultivo

Dominio: Eucariota
Reino: Viridiplantae
Phylum: Spermatophyta
Subphylum: Angiospermae
Clase: Dicotyledonae
Orden: Asterales
Familia: Compositae
Género: *Chrysanthemum*
Especie: *Chrysanthemum morifolium*

Clasificación propuesta por CPC-crop protection compendium 2005.

2.2.3 Royas

Las royas son parásitos obligados con rangos de hospedantes estrechos. Estos pueden producir hasta cinco fases diferentes de esporas y pueden requerir de dos plantas hospedantes diferentes para completar su ciclo de vida. La mayoría de

especies producen pústulas polvorientas de esporas, herrumbres rojizas que dan el nombre al grupo. (15)

2.2.3.A Ciclo vital

Se utilizan dos sistemas de terminología para la clasificación del ciclo de las royas, el sistema ontogénico, le da máxima importancia a la posición de la fase esporal y el sistema morfológico, importancia de la morfología de la espora. (15)

Todas las royas, excepto las royas imperfectas, producen teliosporas. Se considera la teliospora como la fase perfecta de los Uridinales. Según los tipos de ciclo vital, hay tres categorías para royas: (15)

- Royas macrocíclicas: 5 fases reproductoras.
- Royas demicíclicas: Está ausente la fase uredinal.
- Royas microcíclicas: Sólo existen teliosporas.

a. Fases de las royas macrocíclicas

Según Tormo Molina, en las royas se dan las siguientes fases: (15)

Fase 0: Espermogonios portadores de espermacios e hifas receptoras.

Fase I: Ecios portadores de eciosporas.

Fase II: Uredios portadores de urediosporas.

Fase III: Telios portadores de teliosporas.

Fase IV: Basidios portadores de basidiosporas.

b. Estructuras reproductivas de las royas

Los espermogonios (figura 2.2) son estructuras que tienen los espermacios y las hifas receptoras. Los espermacios son órganos sexuales masculinos. Los espermogonios se originan a partir de un micelio primario uninucleado, su morfología y ubicación es muy variada. Los espermacios, uninucleados, se forman basípetamente en el extremo de

espermacióforos, liberados a la cavidad espermogonial. Son liberados por un ostiolo que puede segregar un néctar azucarado. Se forman hifas receptoras en los espermogonios y salen por el ostiolo. (15)

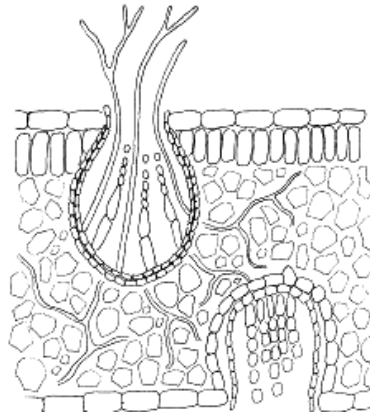


Figura 2.2 Espermogonio con espermacios e hifas receptoras.

Fuente Tormo Molina, R.

Los ecios son un grupo de células hifales dicarióticas, dentro del huésped parasitado que originan cadenas de eciosporas dicarióticas. Los primordios de los ecios al principio monocarióticos, por espermatización se vuelven dicarióticos, aparentemente, a consecuencia de la migración del núcleo a través de las hifas receptoras. En la mayoría de las royas las células periféricas de la base del ecio dan lugar a una pared en forma de cúpula que rodea a las cadenas de esporas, el peridio. Cuando el ecio madura las cadenas de eciosporas perforan el techo del peridio y son liberadas las esporas. (15)

Los uredios y uredosporas (figura 2.3) forman la fase de repetición de las royas, pueden producirse varias veces. (15)



Figura 2.3 Uredios y uredosporas de *Puccinia* sp.

Fuente Tormo Molina, R.

Las uredosporas son producidas en estructuras parecidas a acérvulos, los uredios son de color rojizo. Las uredosporas se forman a partir de yemas que se agrandan, forman un septo, la célula distal se transforma en la espora y la proximal en un pedúnculo o pedicelo. Son dicarióticas, tienen pared gruesa con espínulas, generalmente ovaladas y pediceladas, se pueden confundir con eciosporas. (15)

Los telios (figura 2.4) son grupos de células binucleadas que originan células de pared gruesa especializadas, teliosporas. En muchas royas los uredios viejos se convierten en telios. Las teliosporas uni, bi o plurinucleadas, se forman en el ápice de células binucleadas del telio. Cada célula de las teliosporas es dicariótica al principio, pero luego se produce la cariogamia. La forma de la teliospora es de carácter taxonómico importante. (15)

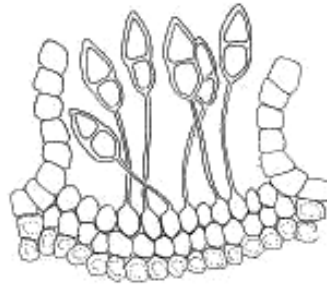


Figura 2.4 Telios y teliosporas de *Puccinia* sp.

Fuente Tormo Molina, R.

Cuando germinan las teliosporas (probasidios) se forma un tubo de germinación (metabasidio) donde tiene lugar la meiosis produciendo 4 núcleos haploides. Se forman tabiques originándose 4 células uninucleadas cada una con un esterigma y una basidiospora (figura 2.5), la cual puede germinar dando un micelio (germinación directa) o formar una excrescencia o esterigma donde crece otra espora. (15)

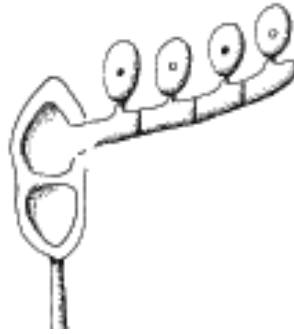


Figura 2.5 Basidios y basidiosporas de *Puccinia* sp.

Fuente Tormo Molina, R.

c. Compatibilidad sexual en las royas

Las royas básicamente son autoestériles, su sistema de incompatibilidad es de dos alelos, A1 y A2 de un solo locus, el reparto de los alelos es al 50% en las basidiosporas y su plasmogamia es por espermogamia o somatogamia. (15)

d. Heterocia y autecia

Algunas royas parasitan a varias plantas diferentes, otras son muy especializadas. Los hongos heterocicos requieren dos huéspedes distintos para completar su ciclo vital. (15)

- Fases 0 y 1 en un huésped (primario sobre el que se produce la fase telial).
- Fases 2, 3 y 4 en otro (huésped alternativo).

Los hongos autoicos (autecia) completan su ciclo vital entero en un único huésped, en general no hay relación filogenética en los hospedadores de las royas heterocicas. (15)

2.2.3.B Royas del crisantemo

a. *Puccinia horiana* Hennings (*Basidiomycota: Urediniomycetes, Uredinales, Pucciniaceae*)

El hongo causante de la roya blanca (*Puccinia horiana*) es un parásito obligado, es decir que para llevar a cabo su ciclo de vida, necesita estar asociado a material vegetal vivo. Es una roya autoica, microcíclica, que no presenta huésped alternativo. Ataca específicamente a *Chrysanthemum morifolium*. La roya blanca del crisantemo pertenece al Orden *Uredinales*, Clase *Basidiomycetes*, Subclase *Heterobasidiomycetes*. En el cultivo se puede identificar por el síntoma característico de lesiones cloróticas en el haz y en el envés de la hoja se puede presentar pústulas blanquecinas o rosadas (figura 2.6), que atacan indistintamente las hojas a lo largo del tallo, la intensidad de la infección dependerá de la susceptibilidad de la variedad cultivada; en cultivos muy afectados las pústulas se pueden observar en brácteas y tallos, en flores se puede presentar necrosis con desarrollos ocasionales de pústulas. (1, 2, 4, 13, 14)



Figura 2.6 Hoja con presencia de pústulas que corresponden a *P. horiana* (Fotografía Mejía Ajcucún, L.A.)

a.1 Importancia

El crisantemo es una de las flores más apetecidas en el mercado internacional, amenazado hoy por la roya blanca. (10, 11, 12)

La roya blanca del crisantemo, cuyo agente causal es el hongo *Puccinia horiana* Hennings, es una enfermedad considerada “de cuarentena”. Una vez establecida, es extremadamente difícil y costosa de erradicar. Una severa infección puede provocar la pérdida total de la cosecha. El cultivo intensivo, con altas densidades de plantación y elevada humedad relativa, proporciona las condiciones idóneas para el desarrollo de este hongo. (3, 5, 13)

a.2 Biología

Puccinia horiana Hennings, es una roya autoica, de ciclo corto y microcíclica. Las teliosporas, que son bicelulares, germinan produciendo basidiosporas unicelulares. Estas se dispersan con las corrientes de aire. No se conocen otras esporas. Las teliosporas y basidiosporas pueden germinar a temperaturas comprendidas entre 1 y 32 ° C con temperaturas óptimas de 15 a 20 ° C para las teliosporas y de 13 a 18 ° C para las basidiosporas. Para estas germinaciones es indispensable una humedad relativa muy elevada (90% mínimo). En las referidas condiciones óptimas, la germinación de teliosporas y descarga de basidiosporas en la superficie de las hojas es un proceso muy rápido. Sólo con 5 horas es suficiente para que una nueva infección se establezca. El período de incubación es de 7 a 10 días, pero con temperaturas alrededor de 30 ° C puede prolongarse a 8 semanas. (8)

a.3 Síntomas

Los primeros síntomas visibles aparecen en el haz de las hojas en forma de manchas verde pálido o amarillentas, con diámetro máximo de unos 5 mm. Con el tiempo, el centro de las manchas pasa a ser marrón y finalmente, se necrosa. En el envés de las hojas, en correspondencia con las manchas del haz, se observan unas pústulas cerosas abultadas (telios) de coloración parda o rosada. Al producirse las

basidiosporas, los telios toman una coloración blanquecina, que da el nombre a la enfermedad. Las hojas severamente atacadas se marchitan y se secan. (6, 13)

a.4 Medios de dispersión

La dispersión natural es por el viento, en general, está limitada a invernaderos cercanos, las basidiosporas se desecan si les falta humedad. La dispersión podría llegar hasta los 700 metros de distancia durante períodos muy húmedos. El medio más común de dispersión es a través del material vegetal infectado, procedente de zonas en que está presente la enfermedad. (13, 12)

b. *Puccinia chrysanthemi* Roze (*Basidiomycota: Urediniomycetes, Uredinales, Pucciniaceae*)

b.1 Importancia

La roya café del crisantemo normalmente es de importancia menor comparada con el carácter agresivo de la roya blanca. Rara vez la roya castaña puede causar fuertes pérdidas. La enfermedad es causada por el hongo *Puccinia chrysanthemi*. La roya café del crisantemo se reportó primero en Inglaterra en 1897, aunque probablemente estuvo presente mucho antes. Se informó de su presencia en Estados Unidos aproximadamente el mismo tiempo y pronto se observó en Europa. En la actualidad, aparentemente se presenta donde haya plantaciones de crisantemo. Probablemente la roya estaba presente y extensamente distribuida en Japón antes de informarse en Europa y América, y se supone que se llevó a estos países en embarques de crisantemos provenientes de Japón. (8)

b.2 Síntomas

Los síntomas consisten en manchas amarillas pálidas visibles en el haz y el envés de las hojas previo al apareamiento de pústulas castañas oscuras (figura 2.7). Estos síntomas aparecen en las hojas más bajas, seguidas por el desarrollo de anillos de pústulas secundarias alrededor de la pústula original. Estas pústulas se llaman uredias y las esporas que se producen en ellas se llaman urediosporas. Las hojas afectadas

pueden marchitarse conforme la enfermedad va avanzando. Pueden infectarse sépalos, pero no se han observado infecciones del tallo. (8)



Figura 2.7 Sintomatología y signos de *P. chrysanthemi* en hoja.
(Fotografía Rubio Domínguez, E.)

b.3 Patógeno y las relaciones medioambientales

La penetración por *P. chrysanthemi* ocurre a través de los estomas de las hojas. Las manchas amarillas aparecen en un mínimo de 10 días. La dispersión se da principalmente por urediosporas o de esporas transportadas por el aire. *Puccinia chrysanthemi* puede sobrevivir durante el invierno como micelio en hojas infectadas y retoños basales. Las urediosporas permanecen viables en pústulas de hojas muertas durante varios días a temperaturas tan bajas como -13°C . El rango óptimo para la germinación de urediosporas es de 16 a 21°C . La infección ocurre entre 16 a 27°C . Es probable que las salpicaduras de agua en el follaje sean favorables para la germinación de las esporas e infección. La roya café del crisantemo sólo es un problema serio en condiciones donde la temperatura y humedad son favorables. La roya no se establece donde las temperaturas altas pueden erradicar al patógeno, o la sequedad pueda restringir la germinación de la espora. (8)

2.2.4 Variedades cultivadas de crisantemo

a. Estándar: inflorescencia (figura 2.8) que alcanza el mayor tamaño de todas las variedades de crisantemos (información generada a partir de datos proporcionados por los floricultores de San Juan Sacatepéquez, Guatemala).



Figura 2.8 Inflorescencia de crisantemo estándar.

(Fotografía Mejía Ajcucún, L.A.)

Se divide en las subvariedades:

- Estándar: flores grandes que tienen forma de una bola de algodón.
- Araña: también son flores grandes, muy parecida a la estándar, los pétalos son alargados y delgados que salen del centro de la flor asemejándose a las patas de una araña (información generada a partir de datos proporcionados por los floricultores de San Juan Sacatepéquez, Guatemala).

b. Shasta: Variedad que se conoce como "margaritas" (figura 2.9). Es la de mayor demanda en el mercado nacional por sus diversos colores (información generada a partir de datos proporcionados por los floricultores de San Juan Sacatepéquez, Guatemala).



Figura 2.9 Inflorescencia de crisantemo shasta.

(Fotografía Mejía Ajcucún, L.A.)

c. Pompón: Son flores con pétalos de forma redonda (figura 2.10) y se parecen mucho a la variedad estándar (información generada a partir de datos proporcionados por los floricultores de San Juan Sacatepéquez, Guatemala).



Figura 2.10 Inflorescencia de crisantemo tipo pompón.

(Fotografía Mejía Ajcucún, L.A.)

d. Crisantemo: Son similares a los pompones pero el centro es distinto (figura 2.11). Son flores de menor tamaño en relación al tipo estándar (información generada a partir de datos proporcionados por los floricultores de San Juan Sacatepéquez, Guatemala).



Figura 2.11 Inflorescencia de crisantemo-crisantemo.
(Fotografía Mejía Ajcucún, L.A.)

e. Centro verde: Es similar a una margarita (figura 2.12) pero tiene el centro verde y los colores son menos diversos (información generada a partir de datos proporcionados por los floricultores de San Juan Sacatepéquez, Guatemala).



Figura 2.12 Inflorescencia de crisantemo centro verde.
(Fotografía Mejía Ajcucún, L.A.)

f. Polar: Son flores con pétalos redondeados (2.13) figura parecidas a polar pero la flor es de menor tamaño (información generada a partir de datos proporcionados por los floricultores de San Juan Sacatepéquez, Guatemala).



Figura 2.13 Inflorescencia de crisantemo polar.

(Fotografía Mejía Ajcucún, L.A.)

g. Pinocho: La forma redonda de la flor es característica de esta variedad. Los pétalos son pequeños (figura 2.14) en relación al tipo Shasta o Centro Verde (información generada a partir de datos proporcionados por los floricultores de San Juan Sacatepéquez, Guatemala).



Figura 2.14 Inflorescencia de crisantemo pinocho.

(Fotografía Mejía Ajcucún, L.A.)

h. Chomin: Los pétalos de esta variedad (figura 2.15) son largos y delgados (información generada a partir de datos proporcionados por los floricultores de San Juan Sacatepéquez, Guatemala).



Figura 2.15 Inflorescencia de crisantemo chomin.
(Fotografía Mejía Ajcucún, L.A.)

i. Lagrimita: Los pétalos son largos y delgados y las puntas semejan la forma de una lágrima (figura 2.16). Al momento de finalizar el estudio, la única variedad que mostró resistencia al ataque de roya blanca (información generada a partir de datos proporcionados por los floricultores de San Juan Sacatepéquez, Guatemala).



Figura 2.16 Inflorescencia de crisantemo tipo lagrimita.
(Fotografía Mejía Ajcucún, L.A.)

2.3 Objetivos

2.3.1 General

- Determinar la presencia de royas en el cultivo de crisantemo en el municipio de San Juan Sacatepéquez.

2.3.2 Específicos

- Determinar la especie de roya predominante en el área.
- Determinar la incidencia y severidad de cada una de las especies de roya.
- Establecer la variedad de crisantemo más susceptible al ataque de roya.

2.4 Metodología

2.4.1 Selección de los invernaderos para toma de muestras

Los invernaderos fueron seleccionados tomando en cuenta las experiencias de los técnicos y los floricultores del lugar, principalmente en base al conocimiento previo de que existía la presencia de síntomas de la enfermedad en dichos lugares.

Las muestras colectadas se depositaron en bolsas de polierutano, identificándose con lugar, fecha, número de invernadero, número de muestra y geoposicionamiento. Por cada invernadero se colectaron 10 plantas para determinar el porcentaje de severidad de la enfermedad y el o los patógenos asociados a las mismas.

2.4.2 Identificación de royas

En el campo, la roya blanca se identifica a través de puntos amarillos o lesiones cloróticas en el haz de las hojas, mismos que corresponden en el envés a pústulas de color blanquecino, aproximadamente de 2 mm de diámetro. Las pústulas atacan indistintamente las hojas a lo largo del tallo, en cultivos muy afectados las pústulas se observan en brácteas y tallos, en flores se puede observar necrosis. En etapas avanzadas de la enfermedad, se observan pústulas de color amarillento a marrón, formando complejos que alcanzan hasta 1 cm de diámetro.

La roya café (*Puccinia chrysanthemi*) puede identificarse en el campo porque produce pústulas de color pardo-rojizo en el envés de las hojas y en los tallos. Ataca preferentemente las hojas bajas. Cuando las pústulas se rompen sueltan un polvo marrón oscuro que se corresponde con las esporas. Las hojas atacadas se marchitan y mueren y los tallos detienen su crecimiento, dando lugar a plantas defoliadas y achaparradas.

El diagnóstico de *P. horiana* en laboratorio se basa en características anatómicas y morfológicas de esporas. En preparaciones de raspados y/o cortes de tejido enfermo se observan basidiosporas y teliosporas bicelulares y hialinas.

En el caso de *P. chrysanthemi* se observan esporas unicelulares (uredosporas), redondas y de apariencia rugosa.

La determinación de las especies se realiza mediante el uso de claves dicotómicas. La finalidad de la identificación y diagnóstico es constatar la presencia o ausencia de royas del crisantemo.

2.4.3 Incidencia de la enfermedad

Por incidencia se entiende el número de plantas enfermas dentro de una plantación (invernadero). El porcentaje de incidencia de la enfermedad se obtiene de la siguiente forma:

$$\% \text{ de incidencia} = \left[\frac{\text{Número de plantas enfermas}}{\text{Número total de plantas}} \right] 100$$

2.4.4 Severidad de la enfermedad

La severidad se refiere a la cantidad de tejido afectado por la enfermedad en una planta. No habiendo una escala que determinara la severidad del daño ocasionado por royas en crisantemo, fue necesario construir una que proporcionara el nivel aproximado de porcentaje de infección (figura 2.17).

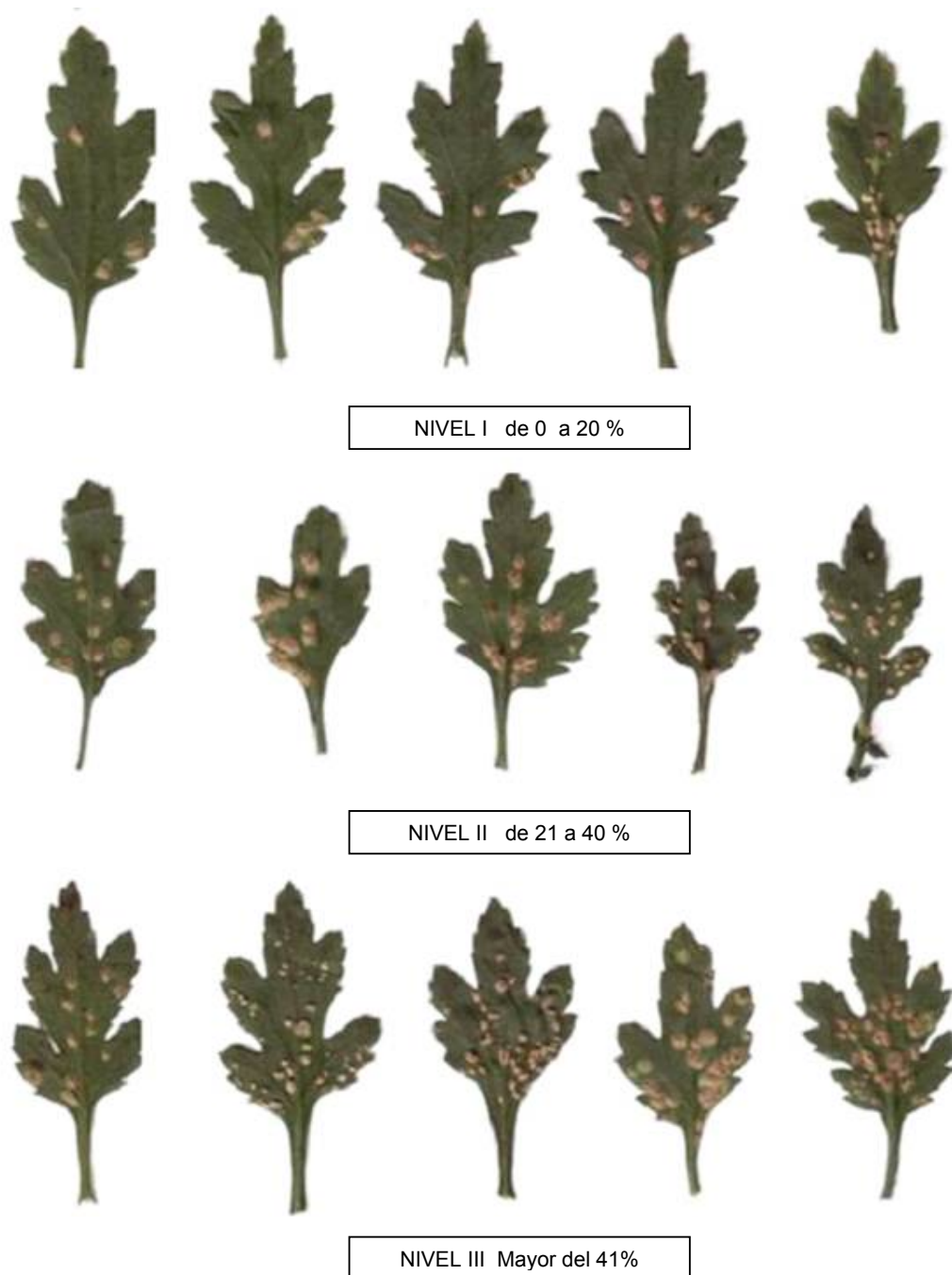


Figura 2.17 Escala diagramática para determinar severidad de royas en crisantemo.
Elaboración Mejía Ajcucún, L.A.

Se colectaron plantas infectadas con roya blanca, de las cuales se obtuvieron las hojas que fueron clasificadas en tres grupos. El primer grupo, hojas en un rango de infección de 0 a 20%, el segundo grupo, hojas en un rango de infección de 21 a 40% y el tercer grupo, hojas en un rango de infección mayor del 41%. A partir de estos tres grupos se construyó la escala diagramática para determinar el porcentaje de severidad de la enfermedad.

Cada planta seleccionada en los puntos de muestreo fue dividida en tres niveles: nivel bajo, porcentaje de superficie de hoja infectada de 0 a 20, nivel medio, porcentaje de superficie de hoja infectada de 21 a 40 y nivel alto, porcentaje de superficie de hoja infectada mayor del 41. Cada estrato fue sometido a observación y comparado con la escala obtenida.

2.5 Resultados y discusión

2.5.1 De los invernaderos seleccionados para el estudio

En el municipio de San Juan Sacatepéquez, en el área productora de flores, se observaron estructuras a las que los floricultores llaman “invernaderos”. Dichas estructuras no cumplen con los requisitos mínimos para ser considerados invernaderos, por lo cual, en adelante se hará referencia a tales estructuras como “galeras”. En el municipio hay dos tipos de galeras: formales e informales. Las galeras formales (figura 2.18) son las que se mantienen en producción constante, estructuradas a partir de vigas de madera y plástico UV de polietileno, que tienen una vida útil de 3 años como mínimo y 5 años como máximo. Las galeras informales (figura 2.19) son las que producen únicamente durante las temporadas altas, están elaboradas con materiales sencillos, varas y plástico ordinario.



Figura 2.18 Galera formal para producción de crisantemo en San Juan Sacatepéquez. (Fotografía Mejía Ajcucún, L.A.)



Figura 2.19 Galera informal para producción de crisantemo en San Juan Sacatepéquez.

(Fotografía Mejía Ajcucún, L.A.)

Para la realización del estudio se seleccionaron únicamente las galeras formales, por ser las que se mantienen en producción constante durante todo el año.

2.5.2 De la identificación de las royas

A nivel de campo, los primeros síntomas visibles de roya que se detectaron en el haz de las hojas fueron puntos o lesiones cloróticas (figuras 2.20 y 2.21). Al revisar el envés, se detectaron pústulas (figura 2.22) diminutas blanquecinas, en los estados tempranos de la enfermedad. En las etapas más avanzadas de la enfermedad, las pústulas se observaron de mayor tamaño, formando un complejo amarillento y hasta negruzco en ocasiones (figura 2.23). La enfermedad fue identificada como la roya blanca del crisantemo, patógeno *Puccinia horiana* Hennings.



Figura 2.20 Planta adulta atacada por roya blanca.
(Fotografía Mejía Ajcucún, L.A.)



Figura 2.21 Planta joven atacada por roya blanca.
(Fotografía Mejía Ajcucún, L.A.)

En hojas severamente infectadas con la enfermedad, se observó la presencia de otro patógeno parasitando las pústulas, este se identificó como *Cladosporium* sp.



Figura 2.22 Pústulas de *P. horiana* Henn sobre hoja de crisantemo.
(Fotografía Mejía Ajcucún, L.A.)

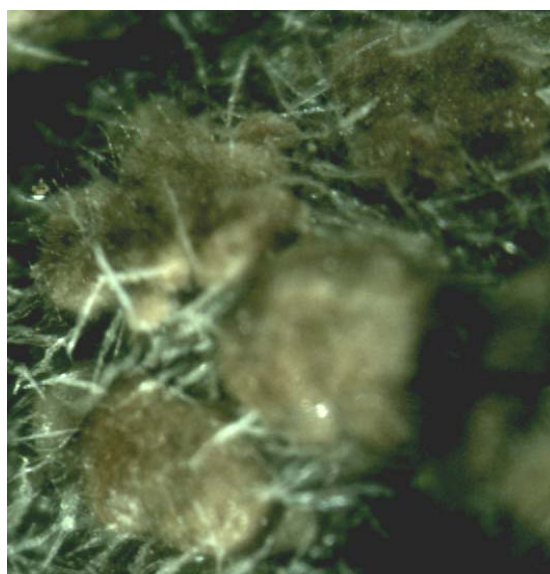


Figura 2.23 Pústulas de roya blanca parasitadas por *Cladosporium* sp.
(Fotografía Mejía Ajcucún, L.A.)

Cladosporium es una de las especies más extendidas a nivel mundial. Incluye alrededor de 40 especies que viven naturalmente en el suelo, en material vegetal en descomposición y como patógenos de las plantas.

Cladosporium sp aparece después del colonizador primario. Es un colonizador muy común como *Aspergillus* y *Penicillium*.

Cuando la roya blanca se encuentra atacando severamente a la planta, puede presentarse necrosamiento de la flor, daño en los tallos, en las hojas (figura 2.24) y en las brácteas. A pesar de haberse encontrado necrosamiento en flores, no puede aseverarse que el daño hubiera sido ocasionado por *P. horiana*, pues en el lugar se observó la presencia de *Thrips*, que también son responsables del necrosamiento en flores. En plantas con un alto porcentaje de severidad de la enfermedad (más del 41%), se advirtió daños en brácteas. Aún en etapas avanzadas, no se observó daños en tallos. Al final de la etapa de la enfermedad, se presentó marchitez y defoliación completa de la planta.

Al estereomicroscopio se observaron pústulas en toda el área foliar, algunas veces aisladas (figura 2.25) y en la mayoría de los casos formando grupos (figura 2.26) cuando la severidad era alta (mayor 80%).



Figura 2.24 Hoja de crisantemo con severidad mayor al 41% en la escala para roya blanca.

(Fotografía Mejía Ajcucún, L.A.)



Figura 2.25 Hoja de crisantemo con severidad menor al 21% en la escala para roya blanca.

(Fotografía Mejía Ajcucún, L.A.)

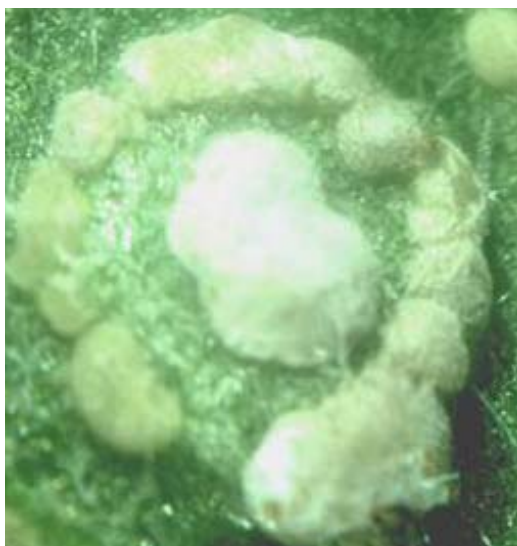


Figura 2.26 Complejo de pústulas características de roya blanca.

(Fotografía Mejía Ajcucún, L.A.)

En cortes y raspados preparados a partir de material vegetal infectado, se observaron teliosporas (figuras 2.27 y 2.28) bicelulares y hialinas.

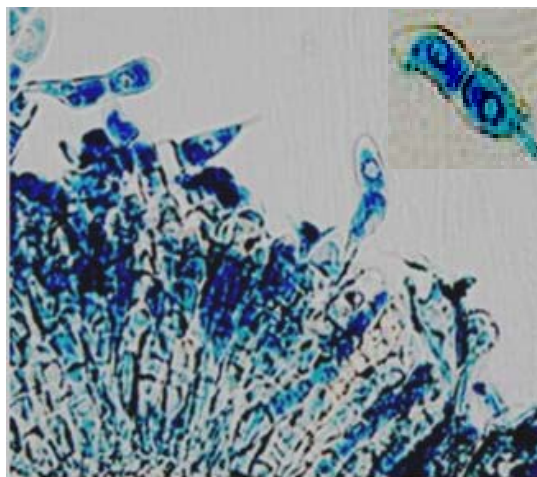


Figura 2.27 Teliosporas de roya blanca en crisantemo.
(Fotografía Mejía Ajcucún, L.A.)

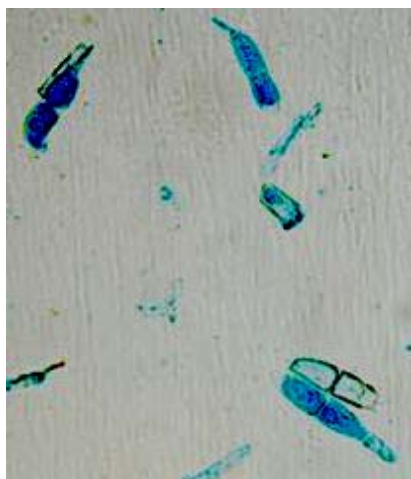


Figura 2.28 Teliosporas típicas de *P. horiana* Henn.
(Fotografía Mejía Ajcucún, L.A.)

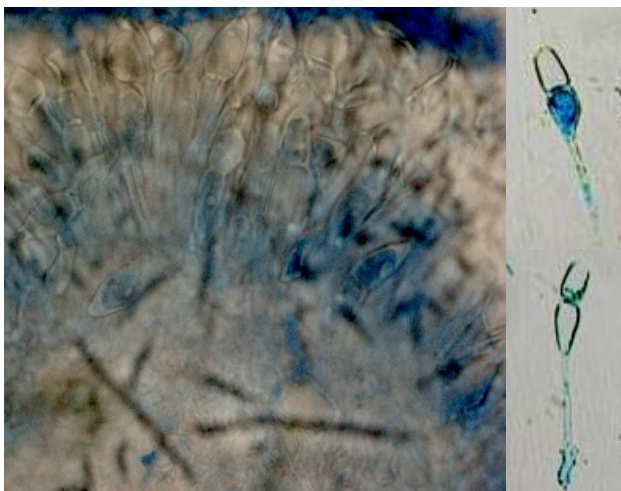


Figura 2.29 Teliosporas hialinas de roya blanca.
(Fotografía Mejía Ajcucún, L.A.)

Durante el período de muestreo, en los puntos seleccionados para la toma de muestras, no se constató la presencia de *P. chrysanthemi*. Sin embargo, según los floricultores del lugar, en ocasiones anteriores aparecieron brotes de este patógeno.

Para la identificación de la especie se utilizó las siguientes fuentes:

- Arthur, Joseph Charles. 1962. Manual of the Rust. United States and Canada. 437 p.
- Cummins, George B.; Hiratsuka, Yasuyuki. 1983. Genera of Rust Fungi. Third Edition. APS. Press. The American Phytopathological Society. St. Paul, Minnesota. 225 p.

En cuanto a la severidad de la enfermedad, el tipo Centro Verde, Pinocho y Shasta presentaron los porcentajes más altos en la escala de severidad de la enfermedad. Estos tres tipos se ubican en el nivel III (mayor del 41% de superficie infectada). Los tipos Polar, Estándar y Chomin se ubicaron en el nivel II de severidad (20 a 40% de superficie infectada). La severidad de la enfermedad afecta la producción de flores porque cuando se tienen porcentajes altos (mayores del 50%), se produce defoliación.

Una nueva variedad de crisantemo está siendo introducida al municipio, la variedad "Lagrimita". Durante el período de muestreo se observó el crisantemo Lagrimita únicamente en la comunidad Sajcavillá, Sector 5. Este crisantemo al parecer, es resistente al ataque de roya blanca.

En el municipio, la propagación del crisantemo se realiza principalmente por el método de esquejes, obtenidos de plantas madres, mismas que están infectadas con el patógeno, de esta forma se dispersa la enfermedad, pues los esquejes son trasladados de un invernadero a otro dentro de una misma localidad y hacia otras localidades. En las áreas de enraizamiento, la enfermedad se ataca con productos químicos, sin embargo, al realizar el trasplante, ésta brota con agresividad.

Otra forma de dispersión de la enfermedad, es por acción natural del viento, aunque ésta se limite a invernaderos cercanos, pues las basidiosporas se desecan si les falta humedad.

2.5.3 Incidencia de la enfermedad

El porcentaje de incidencia de la enfermedad se determinó para crisantemo Polar, (cuadro 2.3) crisantemo Centro Verde, (cuadro 2.4) crisantemo Pinocho, (cuadro 2.5) crisantemo Shasta, (cuadro 2.6) crisantemo Estándar, (cuadro 2.6) y crisantemo Chomin (cuadro 2.8) dentro de los invernaderos escogidos para la toma de muestras.

Cuadro 2.3 Porcentaje de incidencia para crisantemo polar, patógeno *P. horiana* Hennings.

Número de Invernadero	Localidad	Porcentaje de Incidencia
01	Comunidad de Zet	40
02	Comunidad de Zet	40
08	Sector 5, Sajcavillá	10
16	Sector 5, Sajcavillá	10
20	Camino de San Pedro	40
26	Chitol, Camino de San Pedro	40
35	Los Guamuch, Loma Alta	40
47	Camino de San Pedro	40

Elaboración Mejía Ajcucún, L.A.

Cuadro 2.4 Porcentaje de incidencia para crisantemo centro verde, patógeno *P. horiana* Hennings.

Número de Invernadero	Localidad	Porcentaje de Incidencia
02	Comunidad de Zet	75
13	Sector 5, Sajcavillá	75
18	Camino de San Pedro	75
21	Camino de San Pedro	75
22	Camino de San Pedro	75
24	Chitol, Camino de San Pedro	75
29	Chitol, Camino de San Pedro	75
31	Loma Alta	75
32	Loma Alta	75
33	Loma Alta	75

Elaboración Mejía Ajcucún, L.A.

Cuadro 2.5 Porcentaje de incidencia para crisantemo pinocho, patógeno *P. horiana* Hennings.

Número de Invernadero	Localidad	Porcentaje de Incidencia
3	Comunidad de Zet	75
7	Sajcavillá	75
12	Sector 5, Sajcavillá	75
14	Sector 5, Sajcavillá	75
28	Chitol, Camino de San Pedro	75
36	Los Guamuch, Loma Alta	75

Elaboración Mejía Ajcucún, L.A.

Cuadro 2.6 Porcentaje de incidencia para crisantemo shasta, patógeno *P. horiana* Hennings.

Número de Invernadero	Localidad	Porcentaje de Incidencia
04	Sector 5, Comunidad de Zet	100
05	Sector 1, Comunidad de Zet	100
06	Comunidad de Zet	100
07	Sajcavillá	100
09	Sector 5, Sajcavillá	100
09	Sector 5, Sajcavillá	100
10	Sector 5, Sajcavillá	100
11	Sector 5, Sajcavillá	100
12	Sector 5, Sajcavillá	100
13	Sector 5, Sajcavillá	100
14	Sector 5, Sajcavillá	100
15	Sector 5, Sajcavillá	100
16	Sector 5, Sajcavillá	100
17	Camino de San Pedro	100
18	Camino de San Pedro	100
19	Camino de San Pedro	100
20	Camino de San Pedro	100
21	Camino de San Pedro	100
22	Camino de San Pedro	100
23	Chitol, Camino de San Pedro	100
24	Chitol, Camino de San Pedro	100
25	Chitol, Camino de San Pedro	100
26	Chitol, Camino de San Pedro	100
27	Chitol, Camino de San Pedro	100
28	Chitol, Camino de San Pedro	100
29	Chitol, Camino de San Pedro	100
31	Loma Alta	100
32	Loma Alta	100
33	Loma Alta	100
36	Los Guamuch, Loma Alta	100
37	Sajcavillá	100
38	Sector 5, Sajcavillá	100
39	Sajcavillá	100
40	Pacajay	100
41	Chitol	100
42	Chitol	100
43	Cruz Blanca	100
44	Camino de San Pedro	100
45	Camino de San Pedro	100
47	Camino de San Pedro	100
48	Loma Alta	100
49	Sajcavillá	100
50	Sajcavillá	100
51	Pacajay	100
52	Pacajay	100
53	Pacajay	100
54	Cruz Blanca	100
55	Loma Alta	100
56	Loma Alta	100

Elaboración Mejía Ajcucún, L.A.

Cuadro 2.7 Porcentaje de incidencia para crisantemo estándar, patógeno *P. horiana* Hennings.

Número de Invernadero	Localidad	Porcentaje de Incidencia
15	Sector 5, Sajcavillá	75
22	Chitol, Camino de San Pedro	75
41	Chitol, Camino de San Pedro	75

Elaboración Mejía Ajcucún, L.A.

Cuadro 2.8 Porcentaje de incidencia para crisantemo chomin, patógeno *P. horiana* Hennings.

Número de Invernadero	Localidad	Porcentaje de Incidencia
23	Chitol, Camino de San Pedro	60
27	Chitol, Camino de San Pedro	60
32	Loma Alta	60

Elaboración Mejía Ajcucún, L.A.

Se determinó el mayor porcentaje de incidencia en el tipo shasta (100%), lo cual coincide con las experiencias transmitidas por los floricultores. Siendo este el tipo más susceptible y el más cultivado en la región, debido a que tiene la mayor demanda en el mercado nacional.

Los tipos Centro Verde, Pinocho y Estándar presentaron un porcentaje de incidencia del 75% por ciento, el tipo Chomin 60% y el tipo Polar un 40%. En la región, estos cinco tipos de crisantemo abarcan una menor superficie cultivada (aproximadamente un 25% en su conjunto) en relación al tipo shasta (aproximadamente un 75%).

La mayor incidencia de roya blanca se determinó en Pacajay y Cruz Blanca (100%), seguidas por Loma Alta (97%), Camino de San Pedro (88%), Sajcavillá (87%) y Comunidad de Zet (79%), pues las condiciones climáticas del municipio propician las altas incidencias de la enfermedad, tanto en época seca como en época lluviosa.

2.5.4 Severidad de la enfermedad

El porcentaje de severidad se determinó para cada tipo de crisantemo encontrado en cada localidad, crisantemo Polar (cuadro 2.9), crisantemo Centro Verde (cuadro 2.10), crisantemo Pinocho (cuadro 2.11), crisantemo Shasta (cuadro 2.12), crisantemo Estándar (cuadro 2.13) y crisantemo Chomin (cuadro 2.14).

Cuadro 2.9 Porcentaje de severidad para crisantemo polar, patógeno *P. horiana* Hennings.

Número de Invernadero	Localidad	Escala	Porcentaje de Severidad
01	Comunidad de Zet	Nivel II	21-40
02	Comunidad de Zet	Nivel II	21-40
08	Sector 5, Sajcavillá	Nivel I	0-20
16	Sector 5, Sajcavillá	Nivel I	0-20
20	Camino de San Pedro	Nivel II	21-40
26	Chitol, Camino de San Pedro	Nivel II	21-40
35	Los Guamuch, Loma Alta	Nivel II	21-40
47	Camino de San Pedro	Nivel II	21-40

Elaboración Mejía Ajcucún, L.A.

Cuadro 2.10 Porcentaje de severidad para crisantemo centro verde, patógeno *P. horiana* Hennings.

Número de Invernadero	Localidad	Escala	Porcentaje de Severidad
02	Comunidad de Zet	Nivel III	Mayor de 41
13	Sector 5, Sajcavillá	Nivel II	21-40
18	Camino de San Pedro	Nivel III	Mayor de 41
21	Camino de San Pedro	Nivel III	Mayor de 41
22	Camino de San Pedro	Nivel III	Mayor de 41
24	Chitol, Camino de San Pedro	Nivel II	21-40
29	Chitol, Camino de San Pedro	Nivel II	21-40
31	Loma Alta	Nivel III	Mayor de 41
32	Loma Alta	Nivel III	Mayor de 41
33	Loma Alta	Nivel III	Mayor de 41

Elaboración Mejía Ajcucún, L.A.

Cuadro 2.11 Porcentaje de severidad para crisantemo pinocho, patógeno *P. horiana* Hennings.

Número de Invernadero	Localidad	Escala	Porcentaje de Severidad
03	Comunidad de Zet	Nivel III	Mayor de 41
07	Sajcavillá	Nivel III	Mayor de 41
12	Sector 5, Sajcavillá	Nivel I	0-20
14	Sector 5, Sajcavillá	Nivel I	0-20
28	Chitol, Camino de San Pedro	Nivel III	Mayor de 41
36	Los Guamuch, Loma Alta	Nivel III	Mayor de 41

Elaboración Mejía Ajcucún, L.A.

Cuadro 2.12 Porcentaje de severidad para crisantemo shasta, patógeno *P. horiana* Hennings.

Número de Invernadero	Localidad	Escala	Porcentaje de Severidad
04	Sector 5, Comunidad de Zet	Nivel III	Mayor de 41
05	Sector 1, Comunidad de Zet	Nivel III	Mayor de 41
06	Comunidad de Zet	Nivel III	Mayor de 41
07	Sajcavillá	Nivel I	0-20
08	Sector 5, Sajcavillá	Nivel I	0-20
09	Sector 5, Sajcavillá	Nivel I	0-20
10	Sector 5, Sajcavillá	Nivel I	0-20
11	Sector 5, Sajcavillá	Nivel I	0-20
12	Sector 5, Sajcavillá	Nivel I	0-20
13	Sector 5, Sajcavillá	Nivel I	0-20
14	Sector 5, Sajcavillá	Nivel I	0-20
15	Sector 5, Sajcavillá	Nivel I	0-20
16	Camino de San Pedro	Nivel III	Mayor de 41
17	Camino de San Pedro	Nivel III	Mayor de 41
18	Camino de San Pedro	Nivel II	21-40
19	Camino de San Pedro	Nivel III	Mayor de 41
20	Camino de San Pedro	Nivel III	Mayor de 41
21	Camino de San Pedro	Nivel III	Mayor de 41
22	Chitol, Camino de San Pedro	Nivel III	Mayor de 41
23	Chitol, Camino de San Pedro	Nivel III	Mayor de 41
24	Chitol, Camino de San Pedro	Nivel III	Mayor de 41
25	Chitol, Camino de San Pedro	Nivel II	21-40
26	Chitol, Camino de San Pedro	Nivel II	21-40
27	Chitol, Camino de San Pedro	Nivel II	21-40
28	Chitol, Camino de San Pedro	Nivel II	21-40
29	Chitol, Camino de San Pedro	Nivel II	21-40
31	Loma Alta	Nivel III	Mayor de 41
32	Loma Alta	Nivel III	Mayor de 41
33	Loma Alta	Nivel III	Mayor de 41
36	Los Guamuch, Loma Alta	Nivel III	Mayor de 41
37	Sajcavillá	Nivel III	Mayor de 41
38	Sector 5, Sajcavillá	Nivel II	21-40
39	Sajcavillá	Nivel II	21-40
40	Pacajay	Nivel III	Mayor de 41
41	Chitol	Nivel III	Mayor de 41
42	Chitol	Nivel III	Mayor de 41

43	Cruz Blanca	Nivel III	Mayor de 41
44	Camino de San Pedro	Nivel III	Mayor de 41
45	Camino de San Pedro	Nivel III	Mayor de 41
47	Camino de San Pedro	Nivel III	Mayor de 41
48	Loma Alta	Nivel III	Mayor de 41
49	Sajcavillá	Nivel III	Mayor de 41
50	Sajcavillá	Nivel III	Mayor de 41
51	Pacajay	Nivel III	Mayor de 41
52	Pacajay	Nivel III	Mayor de 41
53	Pacajay	Nivel III	Mayor de 41
54	Cruz Blanca	Nivel III	Mayor de 41
55	Loma Alta	Nivel III	Mayor de 41
56	Loma Alta	Nivel III	Mayor de 41

Elaboración Mejía Ajcucún, L.A.

Cuadro 2.13 Porcentaje de severidad para crisantemo estándar, patógeno *P. horiana* Hennings.

Número de Invernadero	Localidad	Escala	Porcentaje de Severidad
15	Sector 5, Sajcavillá	Nivel I	0-20
22	Chitol, Camino de San Pedro	Nivel II	21-40
41	Chitol, Camino de San Pedro	Nivel II	21-40

Elaboración Mejía Ajcucún, L.A.

Cuadro 2.14 Porcentaje de severidad para crisantemo chomin, patógeno *P. horiana* Hennings.

Número de Invernadero	Localidad	Escala	Porcentaje de Severidad
23	Chitol, Camino de San Pedro	Nivel I	0-20
27	Chitol, Camino de San Pedro	Nivel II	21-40
32	Loma Alta	Nivel II	21-40

Elaboración Mejía Ajcucún, L.A.

La enfermedad se encontró atacando indistintamente todas las variedades de crisantemo, sin embargo, como ya se mencionó, la variedad más susceptible fue la variedad "Shasta". Los síntomas observados son los mismos en las variedades Chomin (figura 2.30), Pinocho (figura 2.31), Centro Verde (figura 2.32) y Shasta (figura 2.33), lesiones cloróticas en el haz que se observan como puntos amarillos y que corresponden en el envés a pústulas blanquecinas. En algunos casos podría pensarse que el daño correspondiera a un patógeno distinto a *P. horiana*, sin embargo esto puede deberse a la presencia del parásito *Cladosporium* sobre las pústulas o a un complejo de patógenos en donde se involucra un tercero, *Septoria obesa*. En este

caso, las pústulas se observan con una coloración negra intensa, sin embargo el daño principal sigue siendo ocasionado por *P. horiana*. Donde hay una diferencia en cuanto a la forma de la pústula es en las variedades Polar y Estándar (figuras 2.34 y 2.35) pues estas se observan de forma irregular y aplanada y no como las típicas pústulas en otras variedades, de forma redonda y muy abultada. En el caso especial de la variedad Shasta, siendo esta la más susceptible al ataque, la hoja en su envés se observa completamente cubierta de pústulas, lo que le da un aspecto blanco a la hoja, pero básicamente las características típicas de las pústulas se mantienen.



Figura 2.30 Pústulas de roya blanca sobre crisantemo chomin.
(Fotografía Mejía Ajcucún, L.A.)



Figura 2.31 Pústulas de roya blanca sobre crisantemo pinocho.
(Fotografía Mejía Ajcucún, L.A.)



Figura 2.32 *Septoria obesa* y *P. horiana* sobre crisantemo centro verde.
(Fotografía Mejía Ajcucún, L.A.)



Figura 2.33 *P. horiana* sobre crisantemo shasta, variedad con mayor susceptibilidad.
(Fotografía Mejía Ajcucún, L.A.)



Figura 2.34 Pústulas de roya blanca sobre crisantemo polar.
(Fotografía Mejía Ajcucún, L.A.)



Figura 2.35 Pústulas de roya blanca sobre crisantemo estándar.
(Fotografía Mejía Ajcucún, L.A.)

Los resultados obtenidos se refieren únicamente al municipio de San Juan Sacatepéquez, Guatemala (figura 2.36). El criterio para la toma de muestras en los invernaderos o “galeras” fue muestreo a juicio.

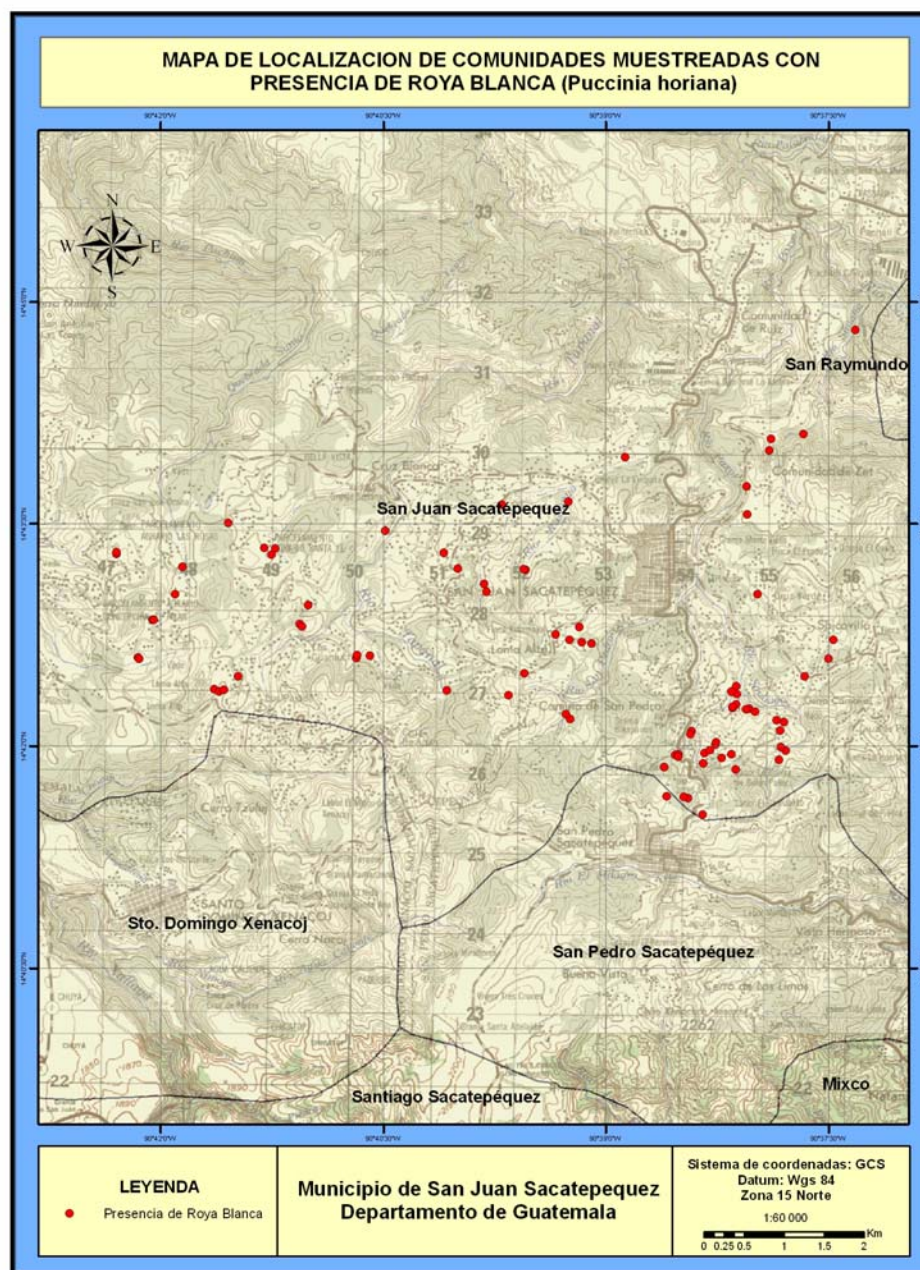


Figura 2.36 Mapa de localización de comunidades muestreadas con presencia de roya blanca (*Puccinia horiana* Henn) en el municipio de San Juan Sacatepéquez, Guatemala.

Elaboración De León, R.

2.6 Conclusiones y recomendaciones

2.6.1 Conclusiones

- En todas las zonas productoras elegidas para el muestreo, se encontró la especie *Puccinia horiana* Hennings.
- El crisantemo que presentó el mayor porcentaje de incidencia de la enfermedad fue el tipo shasta (100%), siendo este el más susceptible al ataque de roya blanca, el cual abarca una mayor superficie cultivada debido a su mayor demanda en el mercado nacional.
- Los tipos de crisantemo Centro Verde, Pinocho y Shasta presentaron los porcentajes más altos en la escala de severidad de la enfermedad. Estos tres tipos se ubicaron en el nivel mayor propuesto en la escala diagramática, nivel III (más del 41% de superficie infectada), lo cual influye negativamente en la producción de flores, ocasionando defoliación.
- El método común de propagación de la enfermedad es por medio de material vegetal infectado (esquejes), los cuales se trasladan de un invernadero a otro y de una localidad a otra.
- Recientemente se ha introducido una nueva variedad de crisantemo, la variedad “Lagrimita”, la cual al parecer es resistente al ataque de roya. En las plantaciones que se encontró esta variedad no se detectó la presencia de roya.

2.6.2 Recomendaciones

- Eliminar plantas infectadas dentro de los invernaderos.
- Iniciar las labores diarias del cultivo en las áreas de la plantación madre, después en las áreas de enraizamiento y por último en las áreas de producción.
- Mantener en buen estado la cubierta de las galerías, eliminar zonas de alta humedad, el riego deberá realizarse de manera que el follaje no se humedezca excesivamente.
- A través de la Asociación de Floricultores de San Juan Sacatepéquez, implementar invernaderos certificados de producción de esquejes.
- Obtener esquejes por medio de cultivos in vitro para establecer plantaciones libres de la enfermedad.
- En algunos casos se advirtió la presencia de ácaros sobre pústulas de roya blanca, por lo cual es necesario realizar las investigaciones correspondientes que lleven a determinar si éstos agentes pueden ejercer cierto tipo de control biológico sobre la enfermedad.

2.7 Bibliografía

1. ASOCOLFAX (Asociación Colombiana de Exportadores de Flores, CO). 2005. Medidas para evitar la roya blanca en Antioquia (en línea). Colombia. Consultado 7 mar 2006. Disponible en www.asocolflores.org
2. AUPEC (Universidad del Valle, Agencia Universitaria de Periodismo Científico, CO). 2006. La roya blanca ataca al pompón y al crisantemo (en línea). Colombia. Consultado 27 mar 2006. Disponible en <http://aupec.univalle.edu.co/informes/julio97/boletin42/florescol.htm>
3. Buriticá Céspedes, P. Año. Con sanidad vegetal se gana la cosecha (en línea). Colombia, Universidad Nacional de Colombia, Comunicaciones y Divulgación Cultural, La Impronta, Revista de Extensión Cultural. 5(43). Consultado 27 mar 2006. Disponible en <http://www.unalmed.edu.co/~prensa/impro4.htm>
4. CABI, UK. 2005. CPC-crop protection compendium. UK. 2 CD.
5. Concocha Chet, FE. 1995. Evaluación de niveles de nitrógeno, fósforo y gallinaza sobre el rendimiento de hierba mora (*Solanum* sp.) en San Juan Sacatepéquez, Guatemala. Guatemala, USAC, Facultad de Agronomía, Instituto de Investigaciones Agronómicas. 38 p.
6. Hernández, JR. 2004. Invasive fungi: *Chrysanthemum* white rust (en línea). US, USDA, ARS, Systematic Botany & Mycology Laboratory. Consultado 27 mar 2006. Disponible en <http://nt.ars-grin.gov/taxadescriptions/factsheets/index.cfm?thisapp=pucciniahoriana>
7. Herreros Delgado, L. 1997. Cultivo del crisantemo (en línea). Islas Canarias, España. Instituto Canario de Investigaciones Agrarias, Consejería de Agricultura, Pesca y Alimentación. Cuaderno de Divulgación 3/95. Consultado 20 mar 2007. Disponible en <http://www.gobiernodecanarias.org/agricultura/doc/otros/publicaciones/cuadernos/crisantemo.pdf>
8. Horst, RK; Nelson, PE. 1997. Diseases of *Chrysanthemum*. Plant Pathology 8:77.
9. Infoagro.com. 2003. El cultivo del crisantemo (en línea). España. Consultado 6 feb 2006. Disponible en <http://www.infoagro.com/flores/flores/crisantemo.htm>
10. MacDonald, L. 2001. *Chrysanthemum* white rust (en línea). Canada, Government of British Columbia, Ministry of Agriculture and Lands, Pest Management. Consultado 14 feb 2006. Disponible en <http://www.agf.gov.bc.ca/cropprot/cwrust.htm>
11. Martin Mayr, O. 1997. Análisis del mercado mundial de flores cortadas. Guatemala, Asociación Gremial de Exportadores de Productos no Tradicionales. 70 p.

12. NAPPO (North American Plant Protection Organization, US). 2007. Roya blanca de los crisantemos (*Puccinia horiana* Henn.) (en línea). US, Notificaciones Oficiales de Plagas, Sistema de Alerta Fitosanitaria. Consultado 27 mar 2006. Disponible en <http://www.pestalert.org>
13. Pino Baraja, M Del; Giménez, J. 1996. La roya blanca del crisantemo llega a España (en línea). Valencia, España, Instituto Valenciano de Investigaciones Agrarias, Área de Protección de los Cultivos. Consultado 27 mar 2006. Disponible en http://www.ivia.es/sdta/pdf/revista/proteccion_vegetal/15tema51.pdf
14. SARH (Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos, MX). 1997. Norma oficial mexicana 10-25-94 (en línea). México. Consultado 27 feb 2006. Disponible en <http://faolex.fao.org/docs/texts/mex13097.doc>
15. Tormo Molina, R. 1997. Lecciones hipertextuales de Botánica: clase Basidiomycetes, subclase Teliomycetidae. España. Universidad de Extremadura, Instituto de Ciencias de la Educación. Consultado 5 ene 2008. Disponible en <http://www.biologie.uni-hamburg.de/bonline/ibc99/botanica/botanica/presenta.htm>

Capítulo III

**INFORME DE SERVICIOS REALIZADOS EN EL CENTRO DE DIAGNÓSTICO
PARASITOLÓGICO DE LA FACULTAD DE AGRONOMÍA, UNIVERSIDAD DE SAN
CARLOS DE GUATEMALA.**

3.1 Presentación

El Centro de Diagnóstico Parasitológico de la Facultad de Agronomía presta sus servicios de diagnóstico de plagas y enfermedades, así como asistencia técnica al sector agrícola, colaborando de esta manera con los procesos de investigación, vigilancia epidemiológica y desarrollo del país.

La base para iniciar un adecuado programa de manejo integrado de cultivos es el conocimiento de un diagnóstico oportuno y certero, y así reducir pérdidas económicas futuras y evitar el ingreso de plagas cuarentenadas.

Se hace necesario instituir los procedimientos que permitan un diagnóstico seguro y en el menor tiempo posible, para lo cual dentro de las actividades del ejercicio Profesional Supervisado se desarrolló el Manual de procedimientos del Centro de Diagnóstico Parasitológico de la Facultad de Agronomía, el cual describe los procesos para recepción e ingreso de muestras y entrega de resultados, métodos para identificación de enfermedades ocasionadas por agentes fitopatógenos y métodos para la identificación de nemátodos filiformes y de quiste.

3.2 Manual de procedimientos del Centro de Diagnóstico Parasitológico -CDP-

3.2.1 Objetivos

3.2.1.A Objetivo general

- Establecer metodologías estandarizadas en los procesos de recepción e ingreso de muestras y entrega de resultados e identificación de plagas y enfermedades.

3.2.1.B Objetivos específicos

- Disponer de la información sobre los procesos utilizados en el diagnóstico de enfermedades ocasionadas por hongos y bacterias y en la determinación de plagas.
- Proporcionar diagnósticos certeros mediante el uso de los manuales de procedimiento que describen la metodología a desempeñar en un análisis de muestra.
- Evitar el ingreso de plagas y enfermedades cuarentenadas mediante la detección precisa de los patógenos responsables.

3.2.2 Metodología

Para la elaboración del manual de procedimientos se consultaron las siguientes fuentes:

1. Cabezas, O. 2004. Diagnóstico y evaluación de plagas (en línea). Universidad Nacional Agraria de la Selva, Facultad de Agronomía. Perú. Consultado 30 jun 2008. Disponible en http://www.senasa.gob.pe/servicios/intranet/capacitacion/cursos/curso_tingo_maria/diag_nostico_evaluacion_plagas_0.pdf
2. Morales, J. 2002. Infojardín: Glosario de jardinería, botánica y medio ambiente (en línea). Consultado 16 jul 2008. Disponible en www.infojardin.net/glosario/fermentacion/fitopatogeno-fitopatogenos.htm - 39k -
3. Quispe Villalva, C. Manual de laboratorio de nematología (en línea). Ministerio de Agricultura, Laboratorio de Sanidad Vegetal. Lima. Consultado 30 jun 2008. Disponible en www.senasa.gob.pe/servicios/intranet/capacitacion/cursos/curso_tingo_maria/problemativa_nematodos_peru.pdf -
4. RAE (Real Academia Española, ES). Diccionario de la lengua española (en línea). Consultado 16 jul 2008. Disponible en: www.rae.es/ - 8k

Se recopiló la información necesaria, se sistematizó y se redactó el manual de procedimientos para recepción e ingreso de muestras y entrega de resultados, identificación de enfermedades ocasionadas por hongos y bacterias, técnicas de aislamiento de nematodos filiformes y de quiste en muestras de suelo y tejido vegetal.

3.2.3 Resultados

Como resultados de los servicios prestados al Centro de Diagnóstico Parasitológico de la Facultad de Agronomía, se anexa el Manual de Procedimientos CDP/FAUSAC.

3.2.4 Evaluación

Se cumplió con los objetivos de estandarización de las metodologías para los procedimientos de recepción e ingreso de muestras e identificación de agentes causales de enfermedades (hongos y bacterias) y nemátodos responsables de plagas en cultivos.

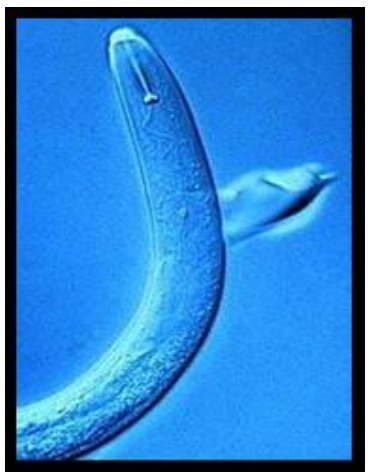
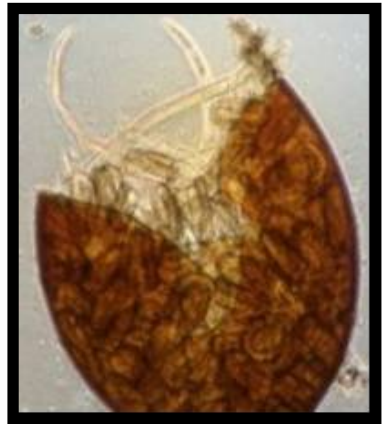
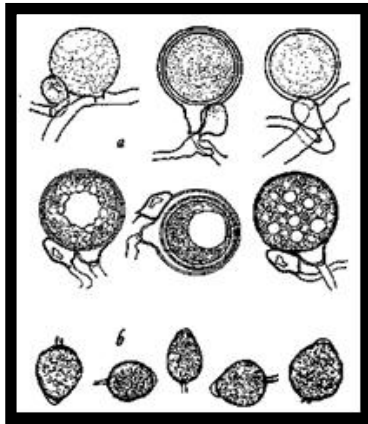
ANEXOS



CDP/FAUSAC
CENTRO DE DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO
FACULTAD DE AGRONOMÍA



**MANUAL DE
PROCEDIMIENTOS**



GUATEMALA 2008

Centro de Diagnóstico Parasitológico

El Centro de Diagnóstico Parasitológico es un programa de servicio de la Facultad de Agronomía, Universidad de San Carlos de Guatemala, creado con el fin de prestar asistencia técnica al sector agrícola de Guatemala, cooperando así con la investigación, bienestar y desarrollo de la misma.

Misión

Prestar asistencia al Agro guatemalteco de calidad y profesional, en todos los niveles y coadyuvar al desarrollo y la investigación agrícola, proporcionando la aplicación adecuada de tecnología apropiada para el manejo de sus cultivos.

Visión

El Centro de Diagnóstico Parasitológico de la Facultad de Agronomía Universidad de San Carlos de Guatemala, contribuye con el diagnóstico Entomológico, Fitopatológico, Nematológico, Bacteriológico y de Malezas, para la determinación y control de plagas y enfermedades en cultivos agrícolas y especies forestales a nivel nacional de Guatemala.

Metas

- Prestar un servicio de calidad, de profesionalismo y garantizado.
- Ser competitivo con otros Laboratorios Nacionales.
- Estar en capacidad para todo tipo de análisis requerido por el usuario, sea Entomológico, Fitopatológico, Nematológico, Bacteriológico, de Malezas y/o Análisis de Germinación de Semillas.
- Ser reconocido en el ámbito Nacional e Internacional.

I. Manual de procedimientos para la recepción e ingreso de muestras y entrega de resultados

Introducción

Este documento describe el procedimiento a seguir para la recepción de muestras con propósito de ser analizadas en el Centro de Diagnóstico Parasitológico.

La fase de diagnóstico es de suma importancia por cuanto deberá garantizarse que los procedimientos sean tipificados desde el momento de la recepción de la muestra de la cual se requiere un análisis hasta el momento de la entrega de resultados.

El presente manual está sujeto a constante revisión y actualización por parte del personal competente.

Objetivo

Ajustar los procedimientos de recepción de muestras para garantizar el resultado confiable y en tiempo de los diagnósticos requeridos por los usuarios del Centro.

Campo de aplicación

El presente manual es aplicable única y exclusivamente para el personal adscrito al Centro de Diagnóstico Parasitológico, Facultad de Agronomía.

Procedimiento

- El usuario presenta la muestra al receptor quien podrá atenderlo en las siguientes ubicaciones: Campus Central, Edificio T8, Facultad de Agronomía, oficinas C-15, C-26 y C-27.
- El receptor revisa la muestra para determinar si es viable para proceder al análisis. El usuario deberá especificar las condiciones de muestreo, empaque y transporte. Deberá considerarse la representatividad de la muestra para un diagnóstico certero (caso contrario la misma será rechazada).
- El encargado de la recepción de muestras entrega al usuario la boleta "Solicitud de Diagnóstico Parasitológico" y le brinda asistencia en el llenado de la misma.
- El usuario procede a llenar la boleta en forma clara y ordenada. Una vez concluido el proceso de llenado, el usuario entrega la boleta al receptor.
- El receptor indicará el tiempo aproximado para la entrega del resultado, según el análisis requerido, el tiempo puede variar entre 3 y 15 días. El receptor procede a identificar en la boleta el destino de la misma: Fitopatología, Entomología, Nematología, Bacteriología, Identificación de Malezas y/o Germinación de semillas.
- El receptor consigna la información pertinente en el Libro de Registros, asignando un número correlativo al reciente ingreso. El receptor identifica en el apartado superior derecho de la boleta, la fecha de ingreso y anota el número correlativo asignado.
- El receptor procede a rotular la muestra con el número de serie asignado y procede a trasladarla al analista, juntamente con la boleta de solicitud.
- El analista procede a realizar el análisis solicitado por el usuario.

- Una vez determinado el agente causal del problema, se informa al Coordinador del Centro de Diagnóstico Parasitológico para que sea revisado por el mismo y otorgado el visto bueno. Concluido este proceso, el resultado es llevado a la persona encargada de redactar y emitir el informe final de la muestra analizada en el Laboratorio.

- Redactado el informe final de resultados, nuevamente el Coordinador del Centro de Diagnóstico procede a la revisión del mismo para emitir las observaciones respectivas.

- Procede a imprimirse dos copias del informe, el primero en papel membretado del Centro de Diagnóstico y el segundo en papel copia. El primero incluye la firma de la persona responsable del diagnóstico y la firma del Coordinador del Centro.

- El usuario recibe el resultado o informe final en papel membretado y la copia queda para el archivo del Centro de Diagnóstico Parasitológico, misma que deberá llevar impresa la firma del usuario como constancia de entrega de sus resultados.

II. Manual de procedimientos para diagnóstico de fitopatógenos

Introducción

En el presente escrito se describe la metodología para la ejecución del diagnóstico de hongos fitopatógenos en el Centro de Diagnóstico Parasitológico.

En general, el procedimiento está referido a la manipulación de las muestras cuando ingresan para determinación del agente causal que esta ocasionando la enfermedad (hongos). Comprende desde la primera observación visual directa, siguiendo por la observación bajo microscopio estereoscopio, preparación de cámara húmeda cuando fuere necesario y montaje del patógeno.

El presente manual está sujeto a constante revisión y actualización por parte del personal competente.

Objetivo

Estandarizar los procedimientos para el diagnóstico preciso y en tiempo de las enfermedades ocasionadas por fitopatógenos.

Campo de aplicación

Comprende la identificación de Ascomycetes, Basidiomycetes, Oomycetes, Zygomycetes, Hongos Anamórficos y Bacterias.

Materiales

- Estereomicroscopio
- Microscopio
- Láminas portaobjetos
- Láminas cubreobjetos
- Agujas de disección
- Hojas de Gillette o bisturí
- Gotero con lactofenol azul
- Gotero con lactofenol claro
- Gotero con agua
- Cajas de camisas plásticas
- Cajas petri de vidrio o de plástico
- Bolsas de polietileno
- Hipoclorito de Sodio al 1%
- Alcohol al 95%.

Procedimiento

Observación visual directa.

Observar directamente la muestra, órganos afectados, presencia de síntomas. La sintomatología se clasifica de acuerdo a: (1)

Su distribución en el hospedero

- General
- Local

La acción del patógeno

- Primario
- Secundario

Tamaño en la planta

- Microscópico
- Macroscópico
 - Complejo
 - Hipertrófico
 - Atrófico
 - Necrótico
 - Pre-necrótico

Observación del patógeno con microscopio estereoscópico. Realizar preparaciones microscópicas de tejido vegetal para observar estructuras o signos. El signo del patógeno puede observarse como: micelio, exudaciones, rizomorfos, esclerocios, esporas, conidias, basidiocarpos, acérvulos, picnidios, peritecios, cleistotecios y apotecios. (1)

Raspados

Al observarse cuerpos fructíferos sobre la superficie del tejido, realizar raspados con agujas de disección bajo el microscopio estereoscopio. Colocar una porción de material sobre un portaobjetos. Agregar una gota lactofenol claro o lactofenol azul si se tratara de un posible ascomiceto. Cubrir con cubreobjetos y observar al microscopio.

Cortes

Bajo el microscopio estereoscopio, realizar cortes de material vegetal para obtener estructuras contenidas dentro del tejido. Utilizar bisturí u hoja de afeitar para segmentar finas porciones de tejido vegetal. Depositar los cortes en un portaobjetos y teñirlo con lactofenol azul si es un ascomiceto o agregar lactofenol claro si se trata de otro organismo. Observar al microscopio.

Si no se observan signos del patógeno, preparar muestra para cámara húmeda.

Preparación de la cámara húmeda

Preparar la cámara húmeda según el material vegetal a analizar. Los tipos comunes de cámaras húmedas son: Bolsas de polietileno, cajas petri de plástico o vidrio y cajas de camisa plásticas.

Desinfección: al utilizar cajas petri de plástico o de vidrio, desinfectar con Hipoclorito de Sodio al 1% y/o Alcohol al 95%, de la misma forma si se utilizan cajas de camisa, desinfectar también la rejilla. Al utilizar bolsas de polietileno, cerciorarse que sean nuevas. (1)

Lavado del material

Lavar el material vegetal con agua corriente para eliminar restos de suelo, residuos de productos químicos y/o tejidos diferentes a los que se desea observar.

Si se trata de cajas petri, añadir agua destilada y agregar trozos del material vegetal, mismos que deben ser aproximadamente de 1 cm. de diámetro. Si son cajas de camisa, agregar en el recipiente agua estéril, la suficiente para mantener una buena humedad. Colocar la rejilla a manera de evitar el contacto directo de la muestra con el agua. Ubicar la muestra sobre la rejilla. En el caso de utilizar bolsas de polietileno, colocar una toalla de papel húmeda dentro de la bolsa y ubicar el material vegetal dentro de la misma. Llenar la bolsa de aire y cerrarla completamente. Estas cámaras húmedas deben ubicarse a temperatura ambiente. Es recomendable realizar tantas cámaras húmedas por muestra como sea posible, para realizar un mayor número de observaciones.

Al cabo de 24 horas, debe revisarse la muestra, para ver presencia de signos, siguiendo la metodología descrita en el inciso 2.

Nota: Si el patógeno responsable de la enfermedad no fuera un hongo, proceder de la siguiente manera.

Prueba de flujo bacteriano (PFB)

Procedimiento (1)

- Desinfectar el material sumergiéndolo por 3 minutos en una solución de hipoclorito de sodio al 2%. Enjuagar tres veces con agua destilada.
- Cortar con un bisturí estéril en forma vertical a la zona afectada y obtener trozos pequeños de la zona en transición (es decir, tratando de abarcar tejido sano y tejido enfermo).
- Con una pinza, tomar un trozo de tejido y sumergirlo en una columna de agua contenida en un tubo de ensayo o vaso alto de cristal (beaker o erlenmeyer).
- Casi inmediatamente o a veces después de unos 5-10 minutos, comienza a fluir hacia abajo un hilo continuo en forma de humo. Son células bacterianas de uno o más vasos vasculares que luego se disipan en una nube lechosa. Si se observa con claridad, existe la posibilidad de que el agente causal del síntoma sea una fitopatógena. La tinción y la observación microscópica son esenciales para comprobar la presencia de éstas.

Tinciones

Son procedimientos para teñir bacterias, permitiendo observar coloreadas las bacterias que normalmente no serían visibles al microscopio óptico, por ser transparentes. Se efectúan generalmente sobre bacterias desecadas y calentadas para coagular sus proteínas. (1)

- Tinción positiva

Es cuando se colorea directamente a los microorganismos ó a las estructuras en estudio. (1)

Los colorantes empleados son compuestos orgánicos y cada colorante empleado tiene afinidad particular por sustancias celulares específicas. (1)

- Tinción negativa

Es lo contrario del procedimiento de tinción usual, las células bacterianas permanecen sin teñir pero se colorea el fondo de manera que las células bacterianas queden dibujadas. (1)

La sustancia empleada para la tinción negativa es opaca carece de afinidad por los constituyentes celulares y únicamente rodea a las células. La tinción negativa es una forma excelente de aumentar el contraste, pero tiene sus trucos efectuarla de manera adecuada puesto que la combinación colorante-muestra debe extenderse en una capa muy delgada pero no debe secarse. (1)

Clasificación de las tinciones

- Tinción simple

Consiste en aplicar un solo colorante a la preparación para observar la agrupación y la morfología de los microorganismos. Se usan colorantes básicos como el azul de metileno, cristal violeta y safranina. (1)

- Tinción diferencial

Consiste en aplicar una combinación de colorantes, mordentes ó fijadores y decolorantes, que permiten poner de manifiesto alguna diferencia importante en la composición de los microorganismos. De este modo se pueden distinguir microorganismos que aún cuando tengan igual morfología, presentan diferencias en su composición química. (1)

Las dos tinciones diferenciales más importantes son: la tinción de Gram y la tinción de Ziehl Neelsen. Usando cualquiera de estas es posible clasificar a las bacterias por lo menos en dos categorías ya que las células bacterianas resultaran positivas o negativas respecto a la tinción empleada. (1)

- Tinción selectiva

Es aquella que permite observar un organelo celular determinado, porque el colorante se combina selectivamente con éste. En algunos casos se requieren mordentes, agentes acidificantes ó precipitantes para lograr la combinación específica “colorante-organelo”, también suelen usarse colorantes de contraste para distinguir el resto de la célula. Las tinciones selectivas más importantes son: tinción de núcleo, tinción de endospora, tinción de flagelos y tinción de cápsula. (1)

- Tinción de Gram

Es la más importante y la que más se emplea para observar bacterias, utiliza un colorante (violeta), un mordente o fijador de colorante (yodo), un decolorante (alcohol) y otro colorante para teñir de diferente color a las bacterias que se decoloran en la primer fase de la tinción con el alcohol. (1)

La tinción de Gram permite clasificar las bacterias en:

Gram negativas. Se decoloran con el alcohol y vuelven a colorearse con el segundo colorante, por lo que se ven rojas al microscopio. (1)

Gram positivas. No se decoloran con el alcohol y siguen permaneciendo de color azul violeta. (1)

Esta tinción constituye uno de los elementos más importantes de la clasificación de las bacterias, pues el hecho de que una bacteria sea grampositiva o gramnegativa depende de la presencia de elementos importantes de la composición de la pared bacteriana. (1)

Metodología para la tinción de Gram

Procedimiento (1)

- Teñir las células primero con cristal violeta, lavar y tratar con una solución de yodo. El yodo forma un complejo con el cristal violeta que sirve para fijarlo en las células.
- Posteriormente se lleva a cabo una decoloración, ya sea con alcohol o con acetona, que son sustancias en las cuales es soluble el complejo yodo cristal violeta.

Algunos microorganismos (Gram positivos) no se decoloran mientras que otros sí (Gram negativos) de color rojo, usualmente. La diferencia esencial entre estos dos tipos de células es su resistencia comparativa a la decoloración. (1)

- Observar al microscopio las células gram positivas, las que tienen un aspecto azul, mientras que las gram negativas son células rojas.

Nota: El procedimiento de la tinción de gram (figura 3.37) es una tinción positiva. La designación de gram positivo y gram negativo se refiere a la capacidad de un organismo específico para resistir la decoloración. (1)

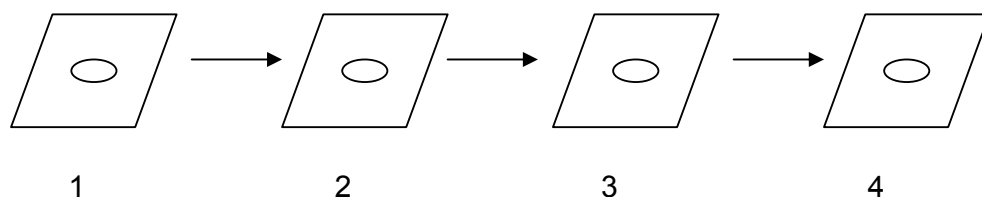


Figura 3.37 Procedimiento para tinción de bacterias.

1. Cristal violeta
2. Lugol yodo
3. Decolorante
4. Colorante rojo o violeta

III. Manual de procedimientos para diagnóstico nematológico

Introducción

A continuación se describe la metodología para el diagnóstico de nemátodos de quiste de los géneros *Globodera*, *Heterodera*, *Punctodera* y *Cactodera* y nemátodos en formas móviles (filiformes).

El método común utilizado para el diagnóstico de nemátodos de quiste es el método modificado de Fenwick y para nemátodos filiformes es el método del embudo de Baermann.

El presente manual está sujeto a constante revisión y actualización por parte del personal competente.

Objetivo

Ajustar los procedimientos para el diagnóstico rápido y preciso de plagas y enfermedades ocasionadas por nemátodos de quiste y filiformes.

Campo de aplicación

Comprende la identificación de los quistes del género *Globodera*, *Cactodera*, *Punctodera* y *Heterodera*, así como de formas móviles (filiformes).

Análisis nematológico

Se realiza un análisis nematológico cuando: (3)

- Se pretende disminuir el riesgo de pérdidas debido al ataque de nemátodos antes de la siembra.

- Cuando el cultivo presenta clorosis, enanismo, falta de vigor, agallas en raíces y tubérculos, muerte de las plantas.
- Para obtener información válida sobre la presencia de las especies de nemátodos o estimar la densidad de la población, se necesita contar con un plan de muestreo correcto que tenga en cuenta la superficie afectada, el tamaño y el número de muestras.
- Una muestra debe representar una superficie máxima de una hectárea, con un mismo tipo de suelo y cultivo e igual técnica cultural. En invernadero se debe tomar al menos una muestra por cada uno.

Identificación de las muestras

En todos los casos expuestos, las muestras colectadas deben depositarse en bolsas de polietileno, firmes y bien selladas, con su respectiva etiqueta de identificación, la cual debe llenarse a lápiz para evitar que la humedad de la muestra borre los datos de identificación. Se deben emplear dos etiquetas de identificación, una en la bolsa con la muestra y la otra, en la parte externa. Las etiquetas deben llevar datos de campo que ayuden el proceso de identificación. Los datos importantes que deben ser incluidos con la muestra se presentan a continuación. (3)

Nombre del colector

Fecha de colección

Localidad

Ubicación/Geoposicionamiento

Profundidad de muestreo

Tipo de suelo

Edad de la planta

Cultivo anterior

Cultivo actual o a establecer

Síntomas externos

Cuidados que deben tenerse con las muestras: (3)

- Evitar el maltrato o la manipulación excesiva. Algunas especies de nemátodos son susceptibles al manipuleo.
- Evitar que se seque o se caliente demasiado. No dejarla expuesta a la acción directa del sol.
- Etiquetar convenientemente las muestras, mediante dos etiquetas que se colocan una dentro de la bolsa y la otra en el exterior.
- Las etiquetas deben ser escritas con lápiz, si se usa lapicero de tinta, la humedad de la muestra puede correrla dificultando la lectura.
- Almacenarlas en lugares húmedos y fríos, de 4 a 7 °C.

Principales métodos para la extracción de nemátodos de suelo y tejido vegetal

Nemátodos en formas móviles

Tamizado de Cobb

Materiales

- Beaker de 1000 cc
- Beakers de 250 cc
- Espátula
- Tamices: 60 mesh, 100 mesh, 200 mesh, 325 mesh y 500 mesh
- 2 recipientes plásticos con capacidad de 4 litros (A y B)
- Pizeta

Procedimiento (3)

- En el beaker de capacidad de 1000 cc agregar 600 cc de agua. Adicionar 300 cc de suelo sin terrones.
- Trasladar la mezcla anterior al plástico A. Adicionar agua hasta completar aproximadamente 2 litros. Con la ayuda de la espátula desmenuzar el suelo completamente a modo de que el mismo se suspenda. Agitar la mezcla para facilitar la separación de los nemátodos del suelo.
- Dejar reposar la mezcla durante un minuto para que las partículas más grandes de suelo sedimenten. A continuación pasar la suspensión a través del tamiz 60 mesh sobre el plástico B para la colecta. Descartar los restos que han quedado dentro del plástico A y sobre el tamiz y limpiar ambos. Todos los nemátodos activos han pasado a través del tamiz y se encuentran en el plástico B. Algunos nemátodos muy largos de la familia *Longidoridae* no pasan rápidamente y es conveniente agitar suavemente dentro del agua los restos que quedaron en el tamiz.
- Agitar la suspensión colectada en el recipiente plástico B y dejar reposar la mezcla durante un minuto. Seguidamente, pasar la suspensión a través del tamiz 100 mesh sobre el plástico A para la colecta. Agregar un poco más de agua sobre los residuos que hayan quedado en el plástico B, agitar y vaciar lentamente sobre el mismo tamiz y sobre el plástico A. Repetir esta operación una vez más. Descartar el material que haya quedado en el plástico B y lavarlo.
- Lo que queda en el tamiz 100 mesh son los nemátodos activos muy grandes como *Xiphinema*. Para extraerlos enjuagar el tamiz con una pizeta y recoger la suspensión en el beaker A. Este procedimiento se realiza cada vez que se pase la suspensión del plástico B a través del tamiz de 100 mesh. Lavar el tamiz.

- Agitar la suspensión que se colectó en el plástico A del paso 4 y pasarla lentamente a través del tamiz 200 mesh sobre el plástico B el mismo número de veces y de la misma manera como en el paso 4. Descartar el suelo que haya quedado en el recipiente A y lavarlo.
- Lo que queda en el tamiz 200 mesh son nemátodos medianos como *Helicotylenchus*. Para extraerlos, enjuagar el tamiz con la pizeta y recibir la suspensión en el beaker B. Este procedimiento se realiza cada vez que se pasa la suspensión del plástico A sobre el tamiz 200 mesh. Lavar el tamiz.
- Agitar la suspensión colectada en el plástico B del paso 6 y pasarlo lentamente a través del tamiz 325 mesh sobre el recipiente A de la misma manera y el mismo número de veces como en el paso 4. Descartar el suelo que quedó en el plástico 2 y lavarlo.
- Lo que queda en el tamiz 325 mesh son nemátodos pequeños como *Pratylenchus*. Para extraerlos, enjuagar el tamiz con la pizeta y recibir la suspensión en el beaker C. Este procedimiento se realiza cada vez que se pasa la suspensión del plástico 2 sobre el tamiz de 325 mesh. Lavar el tamiz.
- Agitar la suspensión recibida en el plástico A del paso 8 y pasarla lentamente a través del tamiz 500 mesh, el mismo número de veces y de la misma manera como en el paso 4. La suspensión que pasa por el tamiz y el suelo que quedó en el plástico A se descartan. Lavar el recipiente.
- Lo que queda en el tamiz 500 mesh son los nemátodos más pequeños y larvas, para extraerlos enjuagar el tamiz con la pizeta y recibir la suspensión en el beaker D. Lavar el tamiz.
- Los nemátodos de los beakers A, B, C y D se observan bajo el microscopio en una cámara de conteo.

Método de centrifugación

Materiales

- Beaker de 1000 cc
- Espátula
- Tamices: 60 mesh, 100 mesh, 200 mesh, 325 mesh, 500 mesh
- Recipientes plásticos con capacidad de 4 litros
- Pizeta
- Centrifugadora
- Solución de azúcar al 50%

Procedimiento (3)

- En el beaker de capacidad de 1000 cc agregar 600 cc de agua. Adicionar 300 cc de suelo sin terrones.
- Trasladar la mezcla anterior al recipiente plástico A. Adicionar agua hasta completar aproximadamente 2 litros. Con la ayuda de la espátula desmenuzar el suelo completamente a modo de que el mismo se suspenda. Agitar la mezcla para facilitar la separación de los nemátodos del suelo.
- Dejar reposar la mezcla durante un minuto para que las partículas más grandes de suelo sedimenten. A continuación pasar la suspensión a través del tamiz 60 mesh sobre el recipiente plástico B para la colecta. Descartar los restos que han quedado dentro del plástico A y sobre el tamiz y limpiar ambos.
- Agitar la suspensión colectada en el recipiente plástico B y dejar reposar la mezcla durante un minuto. Seguidamente, pasar la suspensión a través del tamiz 100 mesh sobre el recipiente plástico A para la colecta. Con la ayuda de la pizeta, cuidadosamente deberán concentrarse los nemátodos retenidos en el tamiz en un solo lado y colectarse en el beaker de 50 cc. La colecta deberá ser de 5 cc.

- Agitar la suspensión colectada en el recipiente plástico A y dejar reposar la mezcla durante un minuto. Seguidamente, pasar la suspensión a través del tamiz 200 mesh sobre el recipiente plástico B para la colecta. Con la ayuda de la pizeta, cuidadosamente deberán concentrarse los nemátodos retenidos en el tamiz en un solo lado y colectarse en el mismo beaker y la misma cantidad.
- Agitar la suspensión colectada en el recipiente plástico B y dejar reposar la mezcla durante un minuto. Seguidamente, pasar la suspensión a través del tamiz 325 mesh sobre el recipiente plástico A para la colecta. Con la ayuda de la pizeta, cuidadosamente deberán concentrarse los nemátodos retenidos en el tamiz en un solo lado y colectarse en el mismo beaker y la misma cantidad.
- Agitar la suspensión colectada en el recipiente plástico A y dejar reposar la mezcla durante un minuto. Seguidamente, pasar la suspensión a través del tamiz 500 mesh sobre el recipiente plástico B para la colecta. Con la ayuda de la pizeta, cuidadosamente deberán concentrarse los nemátodos retenidos en el tamiz en un solo lado y colectarse en el mismo beaker y la misma cantidad. La cantidad colectada al final de todo el proceso no debe exceder los 20 cc.
- Vaciar los 20 cc colectados en los tubos de la centrífuga. De preferencia debe vaciarse 10 cc de filtrado en cada tubo. Al realizar este paso, tener el cuidado de balancear la centrífuga. Realizar la centrifugación a 3000 rpm durante 5 minutos. Al término de la centrifugación, en el fondo de los tubos se depositarán los nemátodos y otros desechos, el sobrenadante deberá descartarse.
- Agregar a cada tubo 5 cc de solución de azúcar al 50% y agitar. Centrifugar durante 30 segundos a 3000 rpm. Los nemátodos flotarán en la solución azucarada, las partículas de suelo quedarán en el fondo del tubo.

- Verter el contenido de los tubos sobre el tamiz 500 mesh, de esta forma los nemátodos quedarán retenidos en el mismo.
- Inmediatamente después y muy cuidadosamente, con la pizeta que contiene agua corriente se enjuagarán los nemátodos retenidos en el tamiz para eliminar el azúcar y evitar que se plasmolice.
- Con la pizeta, concentrar los nemátodos en un solo lado del tamiz y colectarlos en un Beaker de 25 cc, procurando que la colecta no sea mayor a 20 cc. Realizar la lectura de nemátodos en una cámara de conteo bajo el microscopio.

Método de Baermann con nebulizador de Seinhorst

Materiales

- Embudo de vidrio o plástico de 100 mm de diámetro
- Anillos de policloruro de vinilo de similar diámetro del embudo
- Papel filtro
- Tubo de ensayo grande
- Beaker de 25 ml
- Tijeras o cuchillo

Procedimiento (3)

- Lavar con abundante agua el material vegetal a analizar. Con las tijeras o el cuchillo picar 10 gramos de material vegetal.
- Acomodar los anillos de policloruro de vinilo de manera que formen una especie de contenedor juntamente con el papel filtro.
- Colocar el material vegetal seccionado dentro del contenedor. Ubicar el contenedor dentro del embudo.

- Colocar el embudo sobre el soporte de metal dentro de la cámara nebulizadora. Debajo del embudo ubicar un tubo de ensayo grande de tal forma que el agua que deslice por el embudo caiga directamente al tubo.
- Inmediatamente poner a funcionar la cámara nebulizadora. El intervalo de aplicación de la llovizna es de cada 1.5 a 3 minutos por 8.5-15 minutos de descanso. Progresivamente, durante las siguientes 48 horas, el volumen de agua dentro de los tubos irá aumentando hasta llenarse, sin embargo se asume que los nemátodos quedan en el fondo del tubo.
- Al término de las 48 horas, retirar cuidadosamente el tubo de ensayo y eliminar el 50% de su contenido. Trasladar el precipitado a un beaker de 25 ml.
- Realizar la lectura de nemátodos en una cámara de conteo bajo el microscopio.

Nemátodos en formas enquistadas

Método modificado de Fenwick

Antes de desarrollar la metodología, es necesario secar el suelo para que los quistes floten en el agua mientras que las partículas de suelo sedimentan. La separación de los quistes del suelo, usando el principio de flotación se puede lograr de varias maneras. A continuación se describe el procedimiento general utilizado.

Materiales

- Equipo de Fenwick modificado
- Tamices: 100 y 500 mesh
- Embudos de 10 cm de diámetro
- Papel filtro
- Erlenmeyers de 500 ml de capacidad
- Soporte de metal
- Cápsula de aluminio

El equipo Fenwick consiste en un embudo colocado sobre una especie de jarra. El embudo en la base de su parte ensanchada, lleva un tamiz de 1 mm de tamaño de poro. La jarra tiene forma trapezoidal, en su parte superior presenta los soportes del embudo y una aleta inclinada que bordea la jarra como collar, pero que termina en un solo conducto. La jarra en su parte inferior tiene un tapón que se retira para enjuagarla y limpiarla.

Procedimiento (3)

- Colocar el tamiz 200 mesh en la base superior del embudo del equipo de Fenwick y el tamiz 500 mesh ubicarlo de manera que reciba el material que sale de la aleta inclinada.
- Lavar la muestra completa de suelo (1 kg) con agua corriente hasta que solo queden retenidas piedras, restos de raíces y material orgánico. Las partículas pesadas del suelo se van depositando en la base inclinada y la parte inferior de la jarra. Algunas partículas de suelo, quistes y restos orgánicos flotan, rebalsan, salen a través de la aleta y se depositan en el tamiz 500 mesh. Retirar el tapón de la parte inferior de la jarra para desaguarla y dejar limpio el equipo.
- Colocar el papel filtro de 10 x 10 cm dentro de un embudo sobre el círculo de metal soldado a la parte superior del soporte de metal. Ubicar debajo del embudo un erlenmeyer de 500 ml.
- Los quistes y material orgánico que quedaron en el tamiz 500 mesh deberán concentrarse con la pizeta y con un embudo transferirlos a un erlenmeyer de 500 ml. Los quistes y restos orgánicos flotan, algunos restos orgánicos y partículas de suelo sedimentan. Decantar la suspensión del erlenmeyer sobre el primer embudo.
- Los quistes y restos orgánicos quedarán retenidos en el filtro, el agua correrá y se depositará en el erlenmeyer. Cuidadosamente extraer el papel filtro del embudo y doblar los bordes para asegurar su contenido. Depositar el material en la cápsula de aluminio y dejar secar a temperatura ambiente. Puede

utilizarse un desecador para que el proceso sea agilizado. Observar la muestra al estereomicroscopio cuando esté completamente seca.

Nota: Este método tiene el inconveniente de que la muestra contiene demasiadas partículas contaminantes, lo que dificulta su análisis si no se dispone de cierta experiencia, por lo que se propone un procedimiento complementario que es el de la acetona.

Método de la acetona

Materiales

- Erlenmeyers de 500 ml
- Acetona
- Embudos
- Papel filtro
- Pincel
- Frasco de vidrio capacidad de 1 litro
- Papel mayordomo

Procedimiento (3)

- Cuando la muestra esté seca, utilizar el mismo principio del método de Fenwick para separar los quistes y sedimentar los restos orgánicos. Transferir el material con la ayuda de un pincel a un erlenmeyer de 500 ml (puede utilizarse un embudo para que esta operación sea más fácil).
- Agregar acetona hasta la mitad del erlenmeyer. Para que los quistes floten con facilidad, agitar el erlenmeyer. A continuación, llenar completamente con acetona hasta 1 cm del borde superior del erlenmeyer. La mayoría de restos orgánicos sedimentarán y los quistes flotarán.

- Inmediatamente decantar los quistes ubicados en la superficie de la acetona. Para ello, colocar un embudo con papel filtro sobre un erlenmeyer de 500 ml. Durante este proceso deberá irse rotando el erlenmeyer para que no se retengan los quistes en el recipiente.

- Cuando no haya quistes en el erlenmeyer, agitar y decantar los restos orgánicos sobre un embudo de mayor diámetro que contenga un cono de papel mayordomo y este colocado sobre un frasco para recuperar la acetona.

- Cuando la acetona se haya evaporado completamente del papel filtro que contiene la muestra con quistes, estos se depositarán en una cápsula de aluminio. Observar al estereomicroscopio.

GLOSARIO

- Acérvulo:** Los acérvulos son estructuras abiertas sobre la superficie del vegetal que dejan expuestos a los conidios.
- Analista:** Profesional encargado de realizar el examen minucioso de la muestra presentada por el usuario y de la cual ha solicitado el análisis.
- Apotecio:** Es un cuerpo fructífero con forma de copa. Normalmente de color marrón claro, se puede producir a partir de la germinación de esclerocios o del mismo material vegetal invadido por el hongo. Algunos alcanzan más de un centímetro de diámetro. Un corte de la copa permite observar bajo el microscopio la presencia de ascas conteniendo ascosporas.
- Atrófico:** Se caracteriza por el subdesarrollo de órganos o subproducción de clorofila.
- Bacteria:** Microorganismos unicelulares que se multiplican por división celular. Incluyen los organismos conocidos más pequeños con estructura celular. Las células generalmente se encuentran recubiertas por una pared celular rígida y se caracterizan por carecer de núcleo (es decir, son células procariotas). Se clasifican en función de la forma que adoptan como cocos (esferas), bacilos (alargados como bastoncillos) y espirilos (en espiral).
- Basidiocarpo:** Estructura fructificante de forma, tamaño, color y consistencia variable, que contiene la basidia y basidiosporas de hongos de la clase Basidiomycetes.
- Boleta:** Es una papeleta en la cual se anotan todos los datos referentes a la muestra que ha de ingresar para análisis.

- Cámara húmeda:** La cámara húmeda generalmente es una bolsa de nylon o un recipiente plástico con un trozo de papel húmedo. La cámara húmeda crea condiciones favorables para el rápido desarrollo de hongos involucrados en la producción de síntomas de enfermedad, pero cuya presencia no es detectada en el momento de la primera observación. Como los saprófitos se ven favorecidos por las condiciones creadas, debe procederse con cautela al interpretar los resultados.
- Centrífuga:** Es un aparato que utiliza la fuerza centrífuga para separar las fases de muestra, generalmente una fase sólida de una líquida.
- Cleistotecio:** Es un cuerpo fructífero con forma esférica y que no posee abertura para la salida de las ascosporas, por lo tanto debe romperse para que estas se liberen.
- Complejo:** Que participa de varios o de ninguno.
- Conidia:** Espora asexual formada directamente a partir de una hifa o célula conidiógena o esporógena.
- Esclerocio:** Es una estructura de resistencia formada por micelio del hongo que germinan produciendo hifas; las hifas son filamentos que forman la unidad estructural del hongo y el micelio es la estructura vegetativa formada por hifas.
- Espora:** Una espora es clasificada a menudo por la estructura producida durante la meiosis. Los hongos se clasifican según sus estructuras que producen esporas, estas esporas son a menudo características de una taxonomía particular de los hongos, por ejemplo: Ascosporas, Basidiosporas, Oosporas.

- Exudación:** Es una secreción de la misma planta en la forma de cera o goma y que generalmente se encuentra entremezclada con estructuras propagativas de los hongos (esporas). En el caso de enfermedades provocadas por bacterias las exudaciones son de apariencia cerosa, esta especie de cera contiene gran cantidad de células bacterianas.
- Fitopatógeno:** Es todo microorganismo que produce enfermedades en las plantas.
- General:** Cuando comprometen en forma total a la planta. Por ejemplo: enanismo, marchitez, amarillamiento.
- Hipertrófico:** Se caracteriza por un desarrollo excesivo de tejidos.
- Hongo:** Los hongos son organismos multicelulares, es decir que pueden ser unicelulares o pluricelulares, que se alimenta mediante la absorción, no pueden sintetizar sus propios alimentos, viven sobre otros organismos es por ello que se dicen que son saprófitos o parásitos. Los hongos son organismos sin clorofila, por lo que no pueden realizar la función de fotosíntesis, obtienen sus alimentos en forma directa o indirecta, almacenando sustancias nutritivas.
- Lactofenol azul:** Es un compuesto que contiene lactofenol y azul de algodón. El fenol destruye la flora, el ácido láctico conserva las estructuras fúngicas al provocar un cambio de gradiente osmótico en relación al interior del fúngico generando una película protectora. El azul de algodón posee la capacidad de adherirse a la quitina presente en las hifas y conidios de los hongos.
- Libro de Registro:** Es el libro en el cual se anota el ingreso de la muestra y se le asigna un número correlativo.
- Local:** Cuando se manifiestan en un área limitada del tejido. Por ejemplo: agallas, canchros, manchas foliares, pudriciones.

Macroscópico:	Que se pueden observar a simple vista.
Micelio:	Estructura vegetativa propia de los hongos. Tiene apariencia algodonosa o en forma de tela de araña y está constituida por una serie de filamentos de color blanquecino, negro o marrón.
Microscópico:	Que ocurren a nivel celular y se pueden observar mediante el uso de microscopio.
Necrótico:	Son caracterizados por la muerte del tejido.
Nemátodo:	Orden de gusanos de cuerpo alargado, cilíndrico, fusiforme o filiforme. Organismo pequeñísimo, que tiene forma de lombriz y es abundante en muchos suelos. Hay nematodos benéficos y maléficos. Causantes de pequeñas protuberancias en las raíces de las plantas, son parásitos.
Peritecio:	Es un cuerpo fructífero con forma de pera y con una abertura para la salida de las ascosporas.
Picnidio:	Los picnidios son cuerpos fructíferos que poseen una abertura por la que liberan los conidios producidos en su interior.
Preneocrótico:	Son síntomas que preceden a la muerte de la célula.
Primario:	Cuando es el resultado de la acción directa del patógeno sobre el tejido. Por ejemplo: manchas necróticas como resultado directo de la acción del patógeno.
Quiste:	Los nemátodos formadores de quistes son endoparásitos sedentarios. Estos toman el nombre de nemátodos formadores de quistes por las estructuras hinchadas y resistentes formadas por los cuerpos de las hembras donde los huevos están encerrados y protegidos. Los quistes que están llenos de huevos son de color

marrón oscuro y son la etapa más resistente. La cutícula de la hembra adulta se vuelve amarilla y luego marrón oscuro debido a las quinonas que forman el quiste.

- Receptor:** Toda persona adscrita al Centro de Diagnóstico que toma la muestra en el momento en que el usuario se presenta solicitando un análisis.
- Rhizomorfo:** Es una estructura de conservación de los hongos en forma de cordones y están formados por hifas paralelas soldadas entre sí longitudinalmente.
- Secundario:** Cuando es el resultado de de efectos fisiológicos originados por el patógeno en órganos no invadidos. Por ejemplo: marchitez por necrosamiento del sistema vascular.
- Usuario:** Persona, institución o entidad que requiere de los servicios prestados por el Centro de Diagnóstico Parasitológico.