

**INCIDENCIA DE LAS ENFERMEDADES EN UCHUVA *Physalis peruviana*
L. POR ESTADO FENOLÓGICO Y DE ACUERDO CON
LA UBICACIÓN EN LOS DIFERENTES ESTRATOS DE LA
PLANTA, EN EL DEPARTAMENTO DE
CUNDINAMARCA.**

**ANGIE CAROLINA GONGORA SALGADO
PILAR ROJAS GRACIA**

**TRABAJO DE GRADO
Presentado como requisito parcial
Para optar al título de**

MICROBIOLOGA AGRICOLA Y VETERINARIA

**PONTIFICIA UNIVERSIDAD JAVERIANA
FACULTAD DE CIENCIAS BASICAS
CARRERA DE MICROBIOLOGIA AGRICOLA Y VETERINARIA
Bogota, D.C.
Junio 30 de 2006**

NOTA DE ADVERTENCIA

Artículo 23 de la Resolución N° 13 de Julio de 1946

“La Universidad no se hace responsable por los conceptos emitidos por sus alumnos en sus trabajos de tesis. Solo velará por que no se publique nada contrario al dogma y a la moral católica y por que las tesis no contengan ataques personales contra persona alguna, antes bien se vea en ellas el anhelo de buscar la verdad y la justicia”.

**INCIDENCIA DE LAS ENFERMEDADES EN UCHUVA *Physalis peruviana*
L. POR ESTADO FENOLÓGICO Y DE ACUERDO CON
LA UBICACIÓN EN LOS DIFERENTES ESTRATOS DE LA
PLANTA, EN EL DEPARTAMENTO DE
CUNDINAMARCA.**

**ANGIE CAROLINA GONGORA SALGADO
PILAR ROJAS GRACIA**

APROBADO

**Ma. CLEMENCIA DE LA ROTTA
Directora
Ing. Agrónoma Msc. Fitopatología**

**Jimena Sánchez
Jurado
Microbióloga Agrícola y Veterinaria**

**Luis David Gómez
Jurado
Microbiólogo**

**INCIDENCIA DE LAS ENFERMEDADES EN UCHUVA *Physalis peruviana*
L. POR ESTADO FENOLÓGICO Y DE ACUERDO CON
LA UBICACIÓN EN LOS DIFERENTES ESTRATOS DE LA
PLANTA, EN EL DEPARTAMENTO DE
CUNDINAMARCA.**

**ANGIE CAROLINA GONGORA SALGADO
PILAR ROJAS GRACIA**

APROBADO

ANGELA UMAÑA MUÑOZ
M. Phil. Bióloga
Decana Académica

LUIS DAVID GÓMEZ
Microbiólogo
Director de Carrera

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos a Dios

A Nuestros padres por el apoyo y comprensión

A Nuestros hermanos

A Maria Clemencia Forero de La Rotta por la paciencia, dedicación y todas sus enseñanzas.

A Camilo Contreras por su compañía y colaboración durante la realización de este proyecto

A Sandra Gómez secretaria académica Facultad de Agronomía de la Universidad Nacional de Colombia, Andrea Rodríguez, Mateo Torres, Carlos, Jesús, Rubén, Rafael y las demás personas de la Universidad Nacional por su colaboración.

Junio 30 de 2006

TABLA DE CONTENIDO

1. INTRODUCCIÓN	13
2. LA UCHUVA <i>Physalis peruviana</i> L.	14
2.1. REQUERIMIENTOS ECOFISIOLÓGICOS DE LA PLANTA	14
2.1.1. Altitud.....	14
2.1.2. Temperatura	15
2.1.3. Agua y humedad.....	15
2.1.4. Luz.....	16
2.1.5. Viento.....	16
2.2. AGENTES PATÓGENOS DEL CULTIVO DE UCHUVA	17
2.2.1. BACTERIAS.....	17
2.2.2. HONGOS.....	18
2.2.3. NEMATODOS.....	26
3. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	28
4. JUSTIFICACIÓN.....	28
5. OBJETIVOS.....	29
5.1. OBJETIVO GENERAL.....	29
5.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS	29
6. MATERIALES Y MÉTODOS.....	30
6.1. FASE I: TRABAJO EXPERIMENTAL DE CAMPO.	31
6.2. FASE DE LABORATORIO	32
6.2.1. BACTERIAS.....	32
6.2.2. HONGOS.....	34
6.2.3. NEMATODOS.....	35
6.2.4. ANALISIS ESTADÍSTICO	37
7. RESULTADOS.....	38
7.2. <i>Fusarium oxysporum</i>	38
7.3. <i>Phoma</i> sp.	39

7.4. <i>Cercospora</i> spp.	40
7.5. <i>Xanthomonas</i> sp.....	41
7.6. Nematodos	41
Incidencia de las enfermedades	42
Plántulas.....	42
Edad de las plantas.....	43
Incidencia de acuerdo a tercio de la planta	44
Incidencia de acuerdo a ubicación geográfica.....	44
8. DISCUSION	56
9. CONCLUSIONES	67
10. RECOMENDACIONES	68
11. BIBLIOGRAFIA	69
12. ANEXOS	81

TABLA DE FIGURAS

Figura 1. <i>E. australe</i> en su estado inicial sobre hojas de uchuva.	46
Figura 2. Lesiones causadas en hojas por <i>E. australe</i>	46
Figura 3. <i>E. australe</i> . Aspecto microscopico: Basidiosporas (Bs) y Teliosporas (Ts).	46
Figura 4. Plántulas de uchuva afectada por <i>F. oxysporum</i>	47
Figura 5. Corte transversal de plántula de uchuva, afectadas por el hongo <i>F. oxysporum</i>	47
Figura 6. Planta de uchuva afectada por <i>F. oxysporum</i>	47
Figura 7. Estado avanzado de la enfermedad causada por <i>F. oxysporum</i> ...	47
Figura 8. Corte transversal de una planta de uchuva afectada por <i>F. oxysporum</i>	47
Figura 9. Monofíalide, estructura característica de <i>F. oxysporum</i>	47
Figura 10. Clamidospora, estructura características de <i>F. oxysporum</i>	47
Figura 11. Añublo foliar o mancha en "V" causada por <i>Phoma</i> sp.	48
Figura 12. Síntoma de <i>Phoma</i> sp. en capachos de uchuva.	48
Figura 13. Pudrición del fruto de uchuva causada por <i>Phoma</i> sp	48
Figura 14. Tallo y ramas de las plantas afectadas por <i>Phoma</i> sp.	48
Figura 15. <i>Phoma</i> sp a) Picnidio, (10x). b) Conidias del hongo (40x)	49
Figura 16. Lesión causada por <i>Cercospora</i> sp. en capachos de uchuva....	49
Figura 17. Lesión causada por <i>Cercospora</i> sp. 1 en hojas.	49
Figura 18. Lesión causada por <i>Cercospora</i> sp.2 en hojas.	49
Figura 19. Aspecto microscópico de <i>Cercospora</i>	49
Figura 20. Capacho infectado con <i>Xanthomonas</i> sp.....	50
Figura 21. aspecto microscópico de <i>Xanthomonas</i> sp.	50
Figura 22. síntomas causados por nematodos en raíz.....	50
Figura 23. Deformación de la raíz ocasionada por hembras de <i>Meloidogyne</i> sp.....	50

Figura 24. Hembra perteneciente a la especie <i>M. hapla</i> .	50
Figura 25. Niveles de incidencia promedio de dos enfermedades encontradas en plántulas de Uchuva de acuerdo a los estratos	51
Figura 26. Número de Plantas de Uchuva afectadas por las diferentes enfermedades.	51
Figura 27. Porcentaje de Incidencia de algunas enfermedades en Uchuva de acuerdo a las diferentes estructuras de la planta y la zona de ubicación geográfica.	52
Figura 28. Porcentaje de incidencia de algunas enfermedades en Uchuva con respecto a los tres estratos de la planta.	52
Figura 29. Porcentaje de incidencia de la enfermedad causada por <i>E. australe</i> (Carbón) en las diferentes estructuras.	53
Figura 30. Porcentaje de incidencia de la enfermedad causada por <i>F. oxysporum</i> .	53
Figura 31. Porcentaje de incidencia de la enfermedad causada por <i>Phoma</i> sp. en las diferentes estructuras.	54
Figura 32. Porcentaje de incidencia de la enfermedad causada por <i>Cercospora</i> sp. 1 en las diferentes estructuras.	54
Figura 33. Porcentaje de incidencia de la enfermedad causada por <i>Cercospora</i> sp. 2 en las diferentes estructuras.	55
Figura 34. Porcentaje de incidencia de Nematodos en las dos zonas evaluadas.	55

TABLA DE ANEXOS

12. ANEXOS

12.1. ANEXO I. Medios de Cultivo utilizados	
12.1.1. Agar Nutritivo..	81
12.1.2. Agar PDA.	81
12.1.3. Agar V8.	81
12.2. ANEXO II. Datos de incidencia en Viveros	
Cuadro 1. Incidencia de enfermedades en plántulas de Uchuva .	82
Cuadro 2. Estadísticas de Incidencia (proporciones) de algunas enfermedades de las plántulas de uchuva en cinco viveros.	83
12.3. ANEXO III. Porcentaje de Incidencia de algunas enfermedades	84

RESUMEN

En este ensayo se determinó la incidencia de las diferentes enfermedades reportadas para el cultivo de uchuva *P. peruviana* L, de acuerdo al estado fenológico y a los diferentes estratos de las plantas: alto, medio y bajo, en dos zonas del departamento de Cundinamarca, la primera zona comprendida entre los municipios de San Raimundo y Fusagasugá y la segunda perteneciente a la Sabana de Bogota, con municipios como Subachoque, Tocancipá y Zipacón entre otros. Se identificó la presencia a nivel de campo de 6 enfermedades, ocasionadas por los hongos: *Cercospora* spp, *Entyloma australe*, *Fusarium oxysporum* y *Phoma* sp; La bacteria perteneciente al género *Xanthomonas* sp, y el Nematodo *Meloidogyne* sp. Se encontró que la mayoría de dichas enfermedades son de efecto localizado y atacan principalmente el follaje, mientras que dos son de efecto sistémico. Se determinó de igual forma, que la enfermedad más limitante para el cultivo es el marchitamiento ocasionado por *F. oxysporum* alcanzando incidencias en la zona 1, donde se encontró con mayor frecuencia, de alrededor 80%, además de reportarse su presencia en plántulas. Otra enfermedad que se presentó en la zona 1 alcanzando niveles de incidencia importantes fue la ocasionada por *Cercospora* spp a nivel de follaje. En la zona 2 las enfermedades con mayor incidencia fueron la ocasionadas por *Phoma* sp. afectando principalmente capachos y por *E. australe* en hojas. Otros patógenos reportados en este trabajo, como *Xanthomonas* sp, *Meloidogyne* sp y *Pratylenchus* sp, presentaron incidencias muy bajas. El estrato mas afectado por los microorganismos mencionados fue el medio, mientras que la etapa más susceptible a enfermedades resulto ser la numero 2 (8 - 12 meses), se encontró una relación positiva entre el desarrollo de la mayoría de enfermedades y la edad de las plantas. Contrario a lo esperado, no se encontraron otras enfermedades que han sido reportadas en campo por otros autores como *Alternaria* sp, *Pythium* sp, *Sclerotinia* sp y *Botrytis* sp.

Palabras clave: Carbón, Incidencia, Mancha Gris, Pie Negro, Marchitez, Tercio.

ABSTRACT

In this assay, we determine the incidence of different diseases reported for uchuva *P. peruviana* L. crop, according to the age and the layers of the plants: low, mean and high, in two zones of Cundinamarca Department, the first zone between the municipalities of San Raimundo and Fusagasuga and the second one pertaining to the Sabana of Bogota, within municipalities Subachoque, Tocancipá and Zipacón. We identified the presence of 6 diseases, caused by the fungus: *Cercospora spp*, *Entyloma australe*, *Fusarium oxysporum* and *Phoma sp*, the pathogen bacteria *Xanthomonas sp* and the limitant nematode *Meloidogyne sp*. Most of the analyzed diseases resulted to have located effect and they attack the foliage mainly, whereas two are of sistemic effect. We determine too that the most limiting disease is the wilt caused by *F. oxysporum* reaching incidences in zone 1, of around 80%, where was most frequently found, besides to its presence in young plants. Another disease which appeared in zone 1 reaching important levels of incidence was the one caused by *Cercospora spp* at foliage level. In zone 2, diseases with greater incidence were caused by *Phoma sp*. affecting mainly capachos and by *E. australe* in leaves. The pathogens *Xanthomonas sp*, *Meloidogyne sp* and *Pratylenchus sp*, presented very low incidences. The most affected layer by the mentioned microorganisms was mean, whereas the most susceptible stage to diseases its 2 (8 - 12 months), we found a positive relationship between the development of diseases and the age of the plants. In opposition to we expected, we didn't find other diseases that have been reported in field by other authors like *Alternaria sp*, *Pythium sp*, *Sclerotinia sp* and *Botrytis sp*.

Key words: Carbón, Incidence, Black spot, Black leg, Wilt, Layer.

1. INTRODUCCIÓN

La uchuva *Physalis peruviana* L. es una especie frutícula andina originaria del Perú, que ha sido caracterizada como una especie muy tolerante a diferentes condiciones ambientales y se acomoda a cualquier tipo de suelo; se adapta fácilmente a una amplia gama de condiciones agroecológicas. Por esta razón, se cuenta hasta el momento con gran cantidad de centros de producción localizados en diversos municipios del país, en su mayoría ubicados en el departamento de Cundinamarca.

La uchuva (*P. peruviana*) se ha venido destacando a lo largo de los años como un producto de exportación debido al alto grado de consumo a nivel internacional, es una de las frutas más prometedoras para el progreso colombiano, sin embargo, a pesar de su gran acogida en el mercado se cuenta hasta el momento con poca información acerca de las enfermedades que se presentan en esta especie vegetal. Este proyecto pretende brindar una herramienta para el reconocimiento de las enfermedades que afectan el cultivo identificando los microorganismos responsables de los problemas patológicos, entre los que se encuentran bacterias, hongos y nematodos que actúan como agentes limitantes en la producción y calidad del fruto.

En la mayoría de las zonas productoras se han reportado algunos microorganismos ocasionando enfermedades, que están disminuyendo la productividad del cultivo por lo cual hace necesario identificar los agentes causales de enfermedad en la planta, conocer los principales síntomas que ocasionan y evaluar su incidencia de acuerdo con la edad de las plantas de manera que se puedan proponer algunas practicas de manejo que permitan disminuir su efecto sobre los rendimientos y evitar perdidas económicas a los productores.

2. LA UCHUVA *Physalis peruviana* L.

La uchuva es clasificada como maleza (Pérez 1986), común en las tierras frías de Colombia, se destaca por ser muy rústica, crecer en toda clase de suelos, prefiriendo los rastrojos y lugares más o menos sombreados (Romero, 1991). El *National Research Council* (1989) la describe como una planta pionera para suelos recientemente formados y todavía sin vegetación y destaca su robustez, habilidad de adaptación y que esta predestinada para ser cultivada en áreas marginales. También se siembra en asociación con otros cultivos para un uso más efectivo de la tierra, como por ejemplo con frutales como la curúba, feijoa, tomate de árbol y hortalizas como arveja y frijol o también con tubérculos, maíz y cereales.

La uchuva es apta como planta de cobertura para proteger los terrenos de la erosión, sobre todo por su crecimiento vigoroso y expansión rápida sobre el suelo. En Nueva Zelanda se cultiva en suelos pobres y secos para limitar el crecimiento de la planta y, según Klinac (1986), suelos fértiles fomentan el desarrollo vegetativo de manera exuberante, mientras con poca fertilidad se induce a la producción de frutos.

La planta de uchuva contiene además esteroides, que actúan como repelentes contra varios coleópteros, sin embargo esta propiedad, hasta ahora, esta muy poco investigada (Fischer, 2000).

2.1. REQUERIMIENTOS ECOFISIOLÓGICOS DE LA PLANTA

2.1.1. Altitud

En Colombia la uchuva prefiere sitios entre 1800 y 2800 m.s.n.m con el aumento de la altitud se incrementa la radiación ultravioleta y la temperatura baja, ocasionando en la uchuva un porte más bajo de la planta, hojas mas

pequeñas y gruesas que permiten filtrar mejor la radiación UV, aplazando el primer pico de producción, situación que junto con los factores climáticos, repercute de una manera positiva en su estado fitosanitario (Fischer y Angulo, 1999).

2.1.2. Temperatura

La planta crece en temperatura promedio anual entre los 13 y 18° C, temperaturas muy altas pueden perjudicar la floración y fructificación; no obstante, se reporta que en Hawaii temperaturas diurnas entre 27 y 30° C no afectan el cuajamiento de los frutos (*National Research Council*, 1989).

En suelos calientes (22-29°C), el crecimiento longitudinal de las ramas hace que el número de frutos aumente, comparado con las temperaturas edáficas de 15°C; pero en suelos de mayor temperatura, como en las laderas expuestas directamente al sol, aumenta la caída prematura de frutas y hojas por una senescencia anticipada.

Pese a que esta planta es susceptible a heladas, después de una helada ligera suelen ocurrir rebrotes de las ramas basales. Entre tanto, las plantaciones no prosperan cuando las temperaturas nocturnas son constantemente menores a los 10°C (Fischer, 2000).

2.1.3. Agua y humedad

Las precipitaciones deben oscilar entre 1000 a 2000 mm bien distribuidos a lo largo del año, con una humedad relativa del 70 al 80%. Las precipitaciones demasiado altas, especialmente en suelos aluviales, conllevan a un crecimiento vegetativo exuberante y atrasan su fructificación. Una alta humedad durante la época de cosecha deteriora el fruto, además este tipo de estrés puede estancar el crecimiento; el encharcamiento, ya sea durante pocas horas, causa la muerte del sistema radical y, posteriormente el de toda

la planta. Así, en zonas de alto riesgo de humedad se recomiendan los suelos tipo arcillo-arenoso con un buen drenaje y enriquecidos con un alto porcentaje de materia orgánica.

Un suministro irregular de agua puede causar el rajado de los frutos, así como por una poda muy severa y, posiblemente por deficiencia de Calcio y Boro, con un crecimiento rápido inicial de la planta, y en el caso de una fertilización abundante, especialmente nitrogenada, los primeros frutos tienden a rajarse más, comparados con los de las plantas menos vigorosas (Fischer, 2000).

2.1.4. Luz

La fructificación de la uchuva parece ser fomentada por una alta radiación solar (en el altiplano): sin embargo la planta también crece en asociación con un bosque abierto, bajo cierta sombra; dentro de los invernaderos, en donde se presenta una intensidad lumínica menor (sin luz UV) y una mayor temperatura, la uchuva tiende a un mayor crecimiento longitudinal y lateral de ramas en comparación con el campo abierto. Días cortos con ocho horas de luz, fomentan la inducción floral y por tal razón, se puede clasificar como planta cuantitativa de día corto (Heinze y Midasch, 1991)

2.1.5. Viento

La uchuva puede crecer a pleno sol; sin embargo, es recomendable construir una barrera contra los vientos fuertes, por ejemplo una cerca viva, puede ser necesaria para proteger la planta de la deshidratación, deformación y estancamiento del crecimiento y, además de una caída prematura de flores y frutos (López, 1998).

2.2. AGENTES PATÓGENOS DEL CULTIVO DE UCHUVA

La problemática fitopatológica que se presenta durante el ciclo vegetativo del cultivo de Uchuva, puede llegar a generar una alta incidencia en los costos de producción, cuando las pérdidas son críticas los organismos causantes de enfermedad adquieren importancia económica y se hace necesario el diagnóstico para así determinar el patógeno e implementar las medidas adecuadas de control. Las enfermedades características que se presentan en el cultivo de Uchuva son: Mancha gris, muerte descendente, esclerotiniosis, mal del semillero, secamiento descendente de ápice del cáliz y nematodos (Blanco, 2000).

2.2.1. BACTERIAS

Las Bacterias fitopatógenas son microorganismos unicelulares con estructura de tipo procariótico que causan enfermedades en la plantas. Actualmente existen unas 60 especies reconocidas que incluyen alrededor de 300 subespecies y patovares. (Llácer *et al.*, 1996). Las pérdidas causadas por enfermedades bacterianas son generalmente de menor importancia que las causadas por hongos y virus; sin embargo, en algunos casos los cultivos se pueden ver seriamente limitados en su crecimiento por causa de patógenos bacterianos en diferentes etapas de la planta (Billing, 1987). Los efectos de las bacterias sobre sus hospedantes son de varios tipos y cambian ampliamente entre plantas; los trastornos que provocan las bacterias a las plantas van desde pudriciones blandas, manchas foliares, añublos, enfermedades vasculares, hiperplasias e hipertrofias (Mayea, 1983).

Entre las bacterias mas frecuentemente asociadas con enfermedades, se encuentran *Ralstonia solanacearum* y *Xanthomonas campestris* causantes de marchitez bacteriana, manchas y añublos en solanáceas (Agrios, 1988). Dichas bacterias están adaptadas para sobrevivir en climas más fríos

(menor a 18°C) y a grandes altitudes (mayor a 2,500 m.s.n.m.) donde se desarrollan muy lentamente o permanecen en estado de latencia dentro de la planta o en partes infectadas, sin que los síntomas sean notados, convirtiéndose en un peligro potencial (French y Herrera, 1971; Martín y French, 1985).

2.2.2. HONGOS

Los hongos causan síntomas locales o generales en sus hospederos, y estos síntomas ocurren de forma separada en diferentes hospederos, en el mismo hospedero. En general, los hongos causan necrosis locales o generalizadas, o muerte de tejidos vegetales, hipotrofia e hipoplasia (atrofiamiento) de órganos de plantas o de plantas completas, y finalmente hiperplasia de partes de la planta o de la planta completa.

Los síntomas necróticos más comunes son: Manchas foliares, perdigones, añublos, rayas o bandas, pudrición, volcamiento (pre y post emergente), muerte descendente, chancros, roñas, momificación, antracnosis; en muchas enfermedades el patógeno en crecimiento además produce varias estructuras en la superficie del huésped que son denominados signos. (Agris, 2002).

La mayoría de los hongos fitopatógenos pasan gran parte de su vida en la planta hospedera y otra parte en el suelo o en residuos vegetales, otros pasan toda su vida en el hospedero, y las esporas permanecen en el suelo hasta que sean transportadas a un hospedero en el cual pueden crecer y multiplicarse. Otro grupo pasa parte de su vida en el hospedero como parásito y parte en tejido muerto en el suelo como saprófito hasta completar su ciclo de vida; aunque los ciclos de vida de los hongos varían

enormemente, la mayoría de ellos pasan a través de una serie de etapas similares (Agrios, 2002).

Los hongos fitopatógenos son extremadamente versátiles; algunos invaden y colonizan tejidos aéreos, otros penetran partes subterráneas de la planta, y otros están especializados en infectar solamente órganos vegetales específicos. En todo caso, la penetración de la planta requiere el contacto y la adherencia de las esporas y/o primera hifa que resulta de su germinación a la superficie vegetal (Nicholson, 1991). El contacto con tejidos aéreos tiene lugar por medios pasivos implicados en la dispersión del inóculo. Sobre la superficie vegetal, las esporas fúngicas excretan material adhesivo preformado, o enzimas que modifican parcialmente la superficie vegetal y facilitan la adherencia. (Llácer, 1996).

La penetración de los hongos se da gracias a las heridas, a través de la superficie intacta mediante el uso de estructuras especializadas, puede darse penetración mecánica de la superficie intacta, penetración enzimática de la superficie intacta y a través de aberturas naturales. (Llácer, 1996). Los mecanismos de patogénesis van desde enzimas degradativas de la pared celular, producción de toxinas (toxinas huésped específicas, toxinas huésped no específicas), hasta hormonas reguladores de crecimiento, auxinas, citoquininas, etileno, giberelinas. (Llácer, 1996).

2.2.2.1. ENFERMEDADES CAUSADAS POR HONGOS EN EL CULTIVO DE UCHUVA

Dentro de las enfermedades causadas por hongos en la uchuva, se han reportado:

2.2.2.1.1. Mancha Gris

La mancha gris de hojas y cáliz es causada por el hongo *Cercospora sp.* , esta enfermedad se presenta con mayor intensidad en épocas de alta humedad y es la principal enfermedad foliar de la uchuva (Blanco, 1992).

Los síntomas pueden aparecer indistintamente en cualquier parte de la lámina foliar preferentemente en el área que delimita el ápice, como lesiones de forma angular o redonda de 2 a 5 mm de color verde claro. Por el haz el borde de la lesión se torna amarillento y su parte central adquiere un color marrón de aspecto seco y quebradizo, estas áreas necróticas no presentan anillos concéntricos. En las lesiones de la enfermedad se manifiesta mediante crecimiento de micelio, más en el envés que en el haz. Se observa que generalmente la infección ocurre primero en las hojas más viejas y avanza hacia el follaje nuevo. Las infecciones severas ocasionan una defoliación y pérdida de frutos; es una enfermedad limitante de la producción (Blanco, 2000).

El organismo causante *Cercospora sp.*, produce largos conidios delgados, multicelulares, de oscuros a incoloros. Los conidióforos agrupados en racimos sobresalen de la superficie de la planta a través de los estomas y forman conidios una y otra vez sobre los nuevos ápices del micelio en proceso de crecimiento. Los conidios se desprenden con facilidad y a menudo son llevados a grandes distancias por el viento (Agrios, 2002).

Para el manejo de la enfermedad, se puede disminuir el efecto de la incidencia del hongo mediante el raleo de ramas que permita buena aireación. Para un control inmediato se utilizan fungicidas que contengan los siguientes ingredientes activos: clortalonil, carbendazim, cyproconazol,

benomyl, propineb, maneb, bitertanol, triadimefon, edifenfosa, oxiclóruos de cobre, entre otros (Blanco, 1993).

2.2.2.1.2. Muerte descendente

Causada por *Phoma sp.*, este hongo se encuentra en la uchuva atacando principalmente los tallos, en donde se forman lesiones alargadas que producen la muerte descendente de los mismos. Aparecen manchas en forma de lesiones poco definidas, que van del color verde pálido al amarillamiento, las cuales gradualmente se delimitan con mayor claridad, apareciendo en el centro un color gris ceniza, donde se encuentran los picnidios o cuerpos fructíferos (Blanco, 2000)

El agente causal *Phoma sp.*, presenta picnidios oscuros, con ostiolo, lenticulares o globosos, inmersos en el tejido hospedante; los conidióforos son cortos, las conidias pequeñas, unicelulares, hialinas, de ovoides a alargadas; parasita produciendo manchas, principalmente en hojas y tallos (Barnett, 1972).

Para el manejo de la enfermedad se recomienda la poda de las ramas enfermas, recogiendo cuidadosamente el material vegetal; inmediatamente se deben aplicar fungicidas como clorotalonil, iprodione, carbendazim, diclofluanid, benomyl, prochloraz o bitertanol (Blanco, 2000).

2.2.2.1.3. Esclerotiniosis

Causada por *Sclerotinia sclerotiorum*, la enfermedad se evidencia por la presencia de lesiones de apariencia húmeda, con áreas de tejido decolorado que se vuelven plumizo marrón y están cubiertas por un micelio blanco algodonoso, presente en diferentes partes de la planta pero con mas frecuencia en el tallo principal a nivel del cuello de la planta. La medula central del tallo se destruye y el vacío se llena con un micelio blanco que posteriormente se transforma en esclerocios duros y negros de 0.5 a1.0 cm de largo; la planta se adormece completamente y el tallo se quiebra a nivel del suelo, cuando los esclerocios germinan, forman capas miceliales y pequeños apotecios en forma truncada desde los cuales las ascosporas son liberadas y se transportan por el viento e infectan las hojas y los tallos de muchas de las dicotiledóneas cultivadas y malezas (Blanco, 2000).

Sclerotinia sclerotiorum presenta esclerocios duros, de forma irregular, la cubierta negra y la parte interna blanca ámbar. En forma activa y bajo condiciones de humedad produce abundante micelio blanco algodonoso que gradualmente se va compactando y forma un falso parénquima hasta convertirse finalmente en esclerocios, que son una de las formas de reproducción asexual. Bajo condiciones adecuadas de los esclerocios salen cuerpos fructíferos en forma de copa, los apotecios, de los cuales son liberadas las semillas sexuales del hongo, las cuales diseminan la enfermedad (Blanco, 2000).

En cuanto al manejo de la enfermedad, los esclerocios pueden ser eliminados por inundación durante unas cinco semanas. La rotación con gramíneas por 4 años o más reduce la incidencia de la enfermedad (CIP, 1996) la destrucción de las plantas en su sitio y la aplicación de fungicidas a

partir de cobre en espolvoreo reducen notablemente su diseminación (Blanco,2000).

2.2.2.1.4. Mal del semillero

También llamado Sancocho o chamusquina en almácigos o semilleros, “damping-off”, los síntomas que produce *Pythium* sp. varían con la edad y la etapa de desarrollo de las plantas. Los tejidos de las plántulas de uchuva pueden ser atacados en cualquier momento de su desarrollo; la infección primaria toma la apariencia de una mancha acuosa y ligeramente ennegrecida. La zona infectada se extiende con rapidez, las células invadidas se colapsan y la plántula muere poco después de iniciada la infección; a esta fase se le denomina ahogamiento post-emergencia (Blanco, 2000).

Las plántulas que emergen en los semilleros casi siempre son atacadas al nivel de sus raíces y en ocasiones por debajo de la línea del suelo; el hongo penetra fácilmente los tejidos suculentos de la plántula e invade y mata las células con gran rapidez (Agrios, 1978). En esta etapa de desarrollo de la infección, la porción basal del tallo es mucho más delgada y blanda que las porciones superiores, lo cuál hace que la plántula pierda firmeza y capacidad de soporte, dando como resultado la caída de la misma (Blanco, 2000).

Como agente causante de esta enfermedad Blanco (2000), reporta al hongo *Pythium* sp., que se caracteriza por producir un micelio blanco, filamentosamente ramificado y de rápido crecimiento; el micelio presenta esporangios terminales que germinan directamente en uno o varios tubos germinales, en cuyo extremo se forma una vesícula, en esta estructura se forman las zoosporas que pueden ser inmediatamente activas y germinar, o enquistarse. Las especies de este hongo viven como organismos saprófitos o

bien como parásitos, infectan a todo tipo de plántulas en semilleros cuando estos presentan un grado de humedad considerable.

Las enfermedades en invernaderos por *Pythium* sp. pueden controlarse mediante el uso de suelos esterilizados con vapor o con calor seco, compuesto químicos y mediante semillas tratadas con estos compuestos (Agrios, 1978). Los ingredientes activos frecuentemente utilizados son captan, thiran, ferban, diclone, diazoben, phosetyl-al, ethazole, carboxin-captan y oxiclورو de cobre (Blanco, 2000).

De acuerdo con Agrios (2002) *Pythium* sp., *Rhizoctonia* sp. y *Fusarium* sp, producen síntomas muy similares en cualquiera de las fases de desarrollo de la plántula, sin embargo al parecer *Pythium* sp. es la más importante.

2.2.2.1.5 Marchitamiento vascular

En estudios recientes realizados por Forero de La-Rotta y Quevedo (2005), se han observado en los cultivos de uchuva, síntomas de una enfermedad de tipo vascular; de acuerdo con los estudios preliminares la incidencia de la enfermedad puede alcanzar niveles entre 10 y 50 %. Los primeros síntomas pueden observarse desde plantas de tres meses de sembradas hasta en plena producción, en forma de amarillamiento, marchitamiento y muerte. Los vasos conductores presentan áreas necrosadas, que se extienden desde la base de la planta hasta los tejidos más jóvenes. Mediante los análisis de laboratorio, las características de la colonia, la morfología de las conidias, su aislamiento permanente a partir de los tejidos vasculares de plantas enfermas y las pruebas de patogenicidad correspondientes, se identificó el hongo *F. oxysporum* Schlecht., como el agente causante de la enfermedad.

2.2.2.1.6 Secamiento descendente del ápice del cáliz (Complejo *Cladosporium* sp. y *Alternaria* sp.)

Estas enfermedades las reportan Rao y Subramonian (1976) en poscosecha, y efectivamente, en cultivos de la sabana de Bogotá se presenta en frutos que están próximos a su madurez (Blanco, 2000). Los ápices del cáliz cambian de turgencia, se acartonan y se vuelven secos y ásperos al tacto. El color verde amarillento normal en esta época de maduración del fruto se torna pálida y translúcida y se produce un secamiento gradual del cáliz en dirección de la base; en esta fase el fruto como tal no es afectado. Posteriormente el cáliz se seca completamente y los frutos caen al suelo en su mayoría. Los frutos con cáliz bajo condiciones de cámara húmeda presentan estructuras de *Cladosporium* sp. y *Alternaria* sp.; Sharma y Khan (1978), reportan que *Alternaria* sp. en frutos inoculados produce decoloración inicial del tejido y más tarde lesiones oscuras hasta de 1cm de diámetro seguidas por la formación de una masa fungosa de color verde oliváceo. *Cladosporium* sp. produce lesiones café oscuras de 0.5 a 1 cm de diámetro.

Cladosporium sp. presenta conidióforos elongados, oscuros, levantados, ramificados cerca del ápice agrupados o simples, conidias (blastosporas) oscuras, de 1 o 2 células, variables en forma y tamaño, ovoides, cilíndricas o irregulares, algunas con forma típica de limón, parásito en plantas superiores o saprofito (Barnett, 1978).

En algunas especies de *Alternaria* las conidias son mas pequeñas que las de *Alternaria solani*, y en general su tamaño y forma varían considerablemente. El hongo se encuentra asociado con otras enfermedades, pues se aísla frecuentemente de tejido necrótico (CIP, 1980) pero en sí es considerado como un parásito débil; ataca las plantas debilitadas por virus.

2.2.3. NEMATODOS

Los nematodos son animales que cuentan con una gran diversidad trófica, existen nematodos saprófagos, omnívoros, depredadores, entomopatógenos y los que pertenecen al grupo de los fitopatógenos que pueden causar problemas graves en los cultivos, La importancia económica de estos nematodos es muy grande ya que su efecto sobre las plantas puede representar una reducción del 10-15% de la producción, hasta la pérdida total de la cosecha (Webster, 1972).

Los nematodos fitopatógenos se caracterizan por poseer un estilete que es una especie de aguja hipodérmica, provista de un conducto interno, y una musculatura que permite que el órgano sea retráctil y se pueda introducir dentro de la raíz y los tejidos de las plantas para su alimentación. Dentro de los nematodos fitopatógenos se encuentran dos grandes grupos: los ectoparásitos, de estos hay unos que se alimentan en los pelos radicales y en las células epidérmicas de la raíz, con un estilete muy débil y otros que se alimentan de las células profundas de los tejidos, como los nematodos transmisores de virus, los cuales poseen un estilete largo; el segundo grupo es el de los endoparásitos, dentro de estos unos son sedentarios, principalmente los de forma esférica (*Heterodera* spp. y *Meloidogyne* spp.), y otros son móviles (*Pratylenchus* spp.) (Llácer, 1996).

2.2.3.1. Ciclo biológico

El ciclo biológico de los nematodos se inicia en un huevo, con un periodo de incubación variable entre 20 y 30 días según la temperatura del suelo. Se presentan cuatro fases de desarrollo juvenil, dando lugar a machos y a hembras, produciéndose la cópula y cerrando el ciclo, aunque la mayor parte de las especies son patogénicas y pueden reproducirse sin presencia de machos. Como en otros organismos hay dos estrategias reproductivas, una

da lugar a la producción de un gran número de individuos en un corto período de tiempo, y la otra ocasiona la producción escalonada de individuos a lo largo de todo el año (Llácer, 1996).

2.2.3.2. Interacción de nematodos con otros organismos patógenos

Los mecanismos de interacción son muy variados, unas veces son vectores activos de otros patógenos como es el caso de virus o pasivos para bacterias y hongos, originando heridas en las raíces que permiten el paso de patógenos secundarios que pueden llegar a ser la causa fundamental del problema, como es el caso de las especies de *Meloidogyne* y *Fusarium* en tomate, o incrementando la susceptibilidad del hospedante frente a ciertos patógenos al estimular la producción de exudados radicales, en la interacción *Globodera* y *Verticillium* en papa. (Poinar, 1983).

Las relaciones entre los nematodos y otros microorganismos suelen ser sinérgicas, es decir predisponen a las plantas frente al ataque de otros patógenos o las hacen susceptibles a organismos que no parasitarían a las plantas. Se ha demostrado el valor regulador de las asociaciones hongo-nematodo, en cuanto a la intensidad del daño que producen estos organismos en las plantas (Page y Brigde, 1985). Se produce un cambio fisiológico, que tiene como origen la ruptura física del tejido radicular en el lugar dónde el nematodo se alimenta. Es importante la interacción que se establece entre nematodos y micorrizas, ya que estas además de facilitar a la planta la absorción de determinados nutrientes, aumentan su tolerancia frente a nematodos (Nicle, 1991).

Existen diversas formas de manejar la enfermedad que reducen la población de los nematodos y sus daños; rotación de cultivos con cereales, periodos de barbecho con ruptura del suelo y abonamiento con grandes cantidades de materia orgánica. El tratamiento con fumigantes de suelo puede ser muy costoso (Blanco, 2000); para el control cultural se deben tener en cuenta las siguientes recomendaciones: conocer la población del nematodo problema y sus hospederos, rotación de cultivos, estricto control de malezas, en lo posible utilizar cultivos trampa y solarizar el suelo mediante barbechos, así como evaluar el germoplasma resistente. El control químico se realiza con productos como Oxamil, Aldicarb, Carbofuran, entre otros.

3. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Determinar a nivel de campo cual es la incidencia de enfermedades en el cultivo de Uchuva *Physalis peruviana*, de acuerdo a la edad y tercio de la planta.

4. JUSTIFICACIÓN

Colombia esta reconocido actualmente como un país productor potencial de uchuva, gracias a esto, su producción es continua a lo largo del año, las exportaciones de esta fruta tropical se han incrementado alrededor de 50% en los últimos años, por esta razón han merecido importancia todos aquellos inconvenientes que se pueden generar en la producción del fruto especialmente las plagas y enfermedades que afectan la producción y aumentan los costos de manejo.

Una de las zonas más importantes productoras de Uchuva en Colombia es el departamento de Cundinamarca, principalmente los municipios de Granada,

Silvana, Facatativa, El Rosal, Sopo, La Calera, entre otros. Aunque se han identificado y se conocen algunos de los agentes causales de enfermedad en uchuva, actualmente un grupo de estudiantes de la facultad de Agronomía de la Universidad Nacional de Colombia sede Bogotá y Medellín y de la Pontificia Universidad Javeriana, adelantan trabajos de Investigación que involucran estudios etiológicos y de caracterización de las principales enfermedades de la especie en estudio, que incluyen evaluaciones sobre la incidencia de cada una teniendo en cuenta la fenología y la arquitectura de la planta, desde la época de plántulas hasta la de producción y cosecha, factores importantes para poder determinar el manejo que los productores pueden darle, una vez identificada a la enfermedad.

5. OBJETIVOS

5.1. OBJETIVO GENERAL

Determinar la incidencia de las enfermedades en Uchuva *Physalis peruviana* L. por el estado fenológico y de acuerdo con la ubicación en los diferentes estratos de la planta, en el departamento de Cundinamarca.

5.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- ✓ Reconocer las enfermedades ocasionadas por hongos, bacterias y nematodos.
- ✓ Conocer la incidencia de las enfermedades en plántulas, plantas en producción y en cosecha.
- ✓ Determinar la incidencia de las enfermedades de acuerdo con los estratos alto, medio y bajo de la planta.

6. MATERIALES Y MÉTODOS

Este es un estudio descriptivo que se llevó a cabo en los principales municipios productores de Uchuva de Cundinamarca. Las zonas evaluadas se encuentran a una altitud aproximada de 1900 - 2900 m.s.n.m. La Zona 1 comprende los municipios de Granada, Silvana, Fusagasuga y Arbeláez, y la Zona 2 comprende algunos de los municipios productores de la Sabana de Bogotá como son Facatativa, Zipacón, Tocancipá, el Rosal, Subachoque y el sector conocido como el Alto del vino.

Facatativa, esta localizado a los 4' 45' 34,1" latitud Norte y Longitud 74' 09' 24,6" Oeste; posee una temperatura promedio de 14°C, y se ubica a 2586 m.s.n.m; Zipacón se localiza a 2598 m.s.n.m. con temperatura promedio de 14°C; Tocancipá se ubica en el centro de la Sabana su temperatura media esta 14° y presenta una altitud de 2606 m.s.n.m.; Subachoque se encuentra hacia el occidente de la Sabana de Bogotá, se halla a una altura de 2663 m.s.n.m. y presenta una temperatura promedio de 13°C; al mismo tiempo El Rosal se ubica en la Sabana occidental a 2586 m.s.n.m. y su temperatura se encuentra alrededor de 14°C.

El municipio de Silvania, esta localizado a los 04° 24' 19" de latitud norte y 74° 23' 26" de longitud oeste, a una altura de 1955 m.s.n.m., tiene una temperatura media de 20°C y la precipitación media anual es de 1955 mm. Granada presenta una altitud de 2250 m.s.n.m; con una temperatura media aproximada de de 16°C, su localización astronómica de latitud norte es de 04° 31' 21" y Longitud norte 74° 21' 22. La Ciudad de Fusagasugá se encuentra ubicada al sur occidente del departamento de Cundinamarca, se ubica entre los 4° 21' 00" latitud norte y los 74° 24' 00" de longitud occidental, presenta una temperatura promedio de 20°C y se ubica a 1728 m.s.n.m.

Dado que las enfermedades en Uchuva se presentan en la mayoría de las zonas productoras, se tuvo en cuenta factores como: estado de desarrollo o fenología de las plantas y la presencia de enfermedades.

Este trabajo comprende dos Fases, La primera corresponde al trabajo experimental de campo y la segunda el trabajo de laboratorio.

6.1. FASE I: TRABAJO EXPERIMENTAL DE CAMPO.

Se seleccionaron 30 predios productores de uchuva de la Zona 1 y la Zona 2, que representan aproximadamente el 10% o 20 % del total existente de cultivos según los predios registrados ante CORPOICA. De cada predio se determinó la edad y etapa del cultivo en la forma como se presentan en la Tabla 1, altura sobre el nivel del mar y densidad de plantas.

Etapa 0: Plántulas

Etapa 1: Plantas inicio de producción (hasta 8 meses)

Etapa 2: Plantas en máxima producción (8 – 12 meses)

Etapa 3: Plantas en baja producción (12 – 18 meses)

Etapa 4: Plantas senescentes (18 – 24 meses)

Tabla 1. Etapas fenológicas de plantas de Uchuva *Physalis peruviana*

En la etapa de plántulas, se seleccionaron 5 viveros los cuales estaban ubicados en Fusagasugá, Granada, Subia (Corregimiento de Silvana) y Zipacón.

Para la evaluación sobre la incidencia de las enfermedades en cada uno de los predios y viveros, se escogieron 25 plantas al azar, esta incidencia fue expresada en porcentaje. Se hizo la evaluación de enfermedades por medio de una observación detallada con el fin de reconocer los patógenos, además se especificó la presencia de enfermedades por tipo de estructura vegetal,

en cinco categorías: hojas, capacho, tallo, ramas y ramitas. Al mismo tiempo, cada planta se dividió en tres estratos: alto, medio y bajo, para conocer la susceptibilidad de los diferentes tejidos de la planta.

En los casos necesarios, cuando la enfermedad no se reconoció en el campo, debido a que algunas veces los síntomas de patógenos como *Cercospora* sp y *Entyloma australe* (Carbón) se pueden llegar a confundir, se tomaron las muestras necesarias para la identificación del agente causante en el laboratorio. Dichas muestras se pusieron en bolsas plásticas con papel húmedo evitando el deterioro de los tejidos; por otra parte si se sospechaba algún ataque de nematodos se tomaron muestras de suelo y sistema radical, para la posterior extracción e identificación de los mismos.

6.2. FASE DE LABORATORIO

Esta fase se realizó en el laboratorio de Fitopatología de la Universidad Nacional de Colombia Facultad de Agronomía.

6.2.1. BACTERIAS

6.2.1.1. Aislamiento y Purificación

De las muestras foliares encontradas en el municipio de Granada, que presentaban síntomas de pudriciones húmedas y manchas foliares, se procedió a lavarlos con abundante agua con el fin de eliminar la mayor cantidad de contaminantes que pudieran tener. Posteriormente en un ambiente aséptico se cortaron trozos de tejido de 3 a 4 mm aproximadamente, que incluían el área próxima a la sección que se encuentra afectada, se pusieron en Agua Destilada Estéril (ADE), para permitir que las bacterias fluyeran al líquido, una vez verificada la presencia de flujo bacteriano, se procedió a realizar los aislamientos en Agar Nutritivo

(AN) (Ver Anexo 1), por el método de agotamiento en cajas de petri. Estas se incubaron a temperaturas de 26 a 28° C de 24 a 48 horas; transcurrido el tiempo de incubación, las colonias desarrolladas después de 24 horas, se repicaron individualmente en cajas de petri con AN, para obtener cultivos puros.

6.2.1.3. Prueba de Patogenicidad

Con el fin de determinar si el microorganismo aislado es el causante de la enfermedad se realizaron las pruebas de patogenicidad, las cuales consistían en tomar 24 capachos y 24 hojas de plantas de uchuva sanas, e inocularlas con heridas y sin heridas con una suspensión de bacterias hecha previamente a una concentración de 10^6 en tubos tapa rosca con 5 ml de ADE con ayuda del Patrón de McFarland, se hicieron los respectivos controles utilizando ADE. Por cada una de las dos cepas de bacterias encontradas, una aislada de hojas y otra aislada de capachos se, realizaron 6 repeticiones; en el caso de que la cepa inoculada mostrara síntomas en los capachos y/o en las hojas, se realizó un aislamiento de la lesión encontrada, para corroborar si la bacteria era la misma que se había inoculado.

6.2.1.4. Identificación y Caracterización de Bacterias

En el laboratorio, una vez obtenida la cepa pura de la bacteria, se realizaron observaciones morfológicas por medio de tinción de Gram (Cristal violeta, Yodo, Alcohol, Fucsina) (Schaad, 1988 & Suslow *et al.*, 1982). Además de pruebas bioquímicas como catalasa, oxidasa, producción de H₂S, Indol, producción de ácidos en medio dextrosa rojo de fenol, con el fin de determinar el género bacteriano.

6.2.2. HONGOS

6.2.2.1. Aislamiento y Purificación

Las muestras traídas de campo con evidentes signos de enfermedad, se lavaron con abundante agua y jabón, se sometieron a un proceso de desinfección superficial sumergiendo las muestras en hipoclorito (2%) por un minuto (Cedeño, *et al.*, 1993; Dhingra, *et al.*, 1995), luego en ADE, se cortaron en trozos de un tamaño de 3-4 mm, se dejaron secar en una toalla absorbente estéril (Bernstein, *et al.*, 1995) y con una pinza estéril se pusieron en agar-papa-dextrosa (PDA) (Ver anexo 1), la incubación se hizo por un período de 8 días aproximadamente a una temperatura de 25°C.

6.2.2.2. Inducción de la Esporulación

Para inducir a la esporulación de algunos hongos se realizaba un repique en medio V8 (Ver Anexo 1).

Por otra parte se prepararon cámaras húmedas consistentes en cajas de petri estériles, toallas o papel absorbente humedecidos con ADE, donde se depositaron los trozos de aproximadamente 2-3 cm del material vegetal afectado con el propósito de mantenerlos y favorecer la esporulación, para la posterior identificación gracias a las características morfológicas tenidas en cuenta en la clave de Barnett (1972) para identificación de hongos.

Las muestras se dejaron en cámaras húmedas por un tiempo entre 48 y 72 horas, se revisaron periódicamente con el fin de evidenciar las características micro y macroscópicas de los hongos resultantes; si posterior al tiempo de incubación no se observaba esporulación alguna se descartaba que el problema fuera de origen fungoso.

6.2.2.3. Identificación

La identificación de los hongos, se realizó mediante la observación al microscopio de la morfología del micelio, tipo de esporas producidas, y coloración, posteriores a la realización de improntas con azul de lactofenol. Además de tener en cuenta dichas características, se tuvieron en cuenta caracteres macroscópicos como son: producción de pigmentos en el medio de cultivo, textura, tipo de micelio producido, tamaño de las colonias, tipo y velocidad de crecimiento, entre otros.

6.2.3. NEMATODOS

6.2.3.1. Identificación de los síntomas

Dado a que el ataque de los nematodos puede manifestarse tanto en las raíces como en el follaje, se realizaron a nivel de campo, observaciones minuciosas en toda la planta para determinar su presencia; en la parte aérea, se observaron los síntomas de reducción de tamaño, vigor, marchitez, y otros presuntivos de su presencia, en el sistema radical se tuvieron en cuenta las características propias de ellos, como las posibles formaciones de agallas, nudos, áreas necrosadas, proliferación de raicillas secundarias y pudriciones.

6.2.3.2. Toma de Muestras

Para el muestreo, se extrajeron las raíces afectadas, y el suelo rizosférico, de las plantas en las cuales se sospechaba de ataque por nemátodos, y se dispuso en las bolsas de polietileno para transportar al laboratorio y posterior identificación y recuento de nemátodos.

6.2.3.3. Extracción e Identificación de Nemátodos

Se realizó un examen directo mediante la disección de las raíces afectadas por nódulos, para la observación bajo el microscopio de nematodos en los tejidos. Este método es particularmente utilizado cuando las formas juveniles de especies con hembras maduras periformes se encuentran en muestras de suelo (Nickle, 1991)

Para dicha extracción, se utilizó la técnica del embudo de Baermann, que consistió en un embudo de vidrio largo de 12-15 cm, al cual se encontraba unido un tubo de goma con una abrazadera colocada sobre el tubo. El embudo se puso sobre un soporte, la muestra de suelo (100g) se colocó en el embudo sobre un papel poroso y resistente a la humedad, y seguidamente se llenó de agua. De esta manera se dejó por 48 horas, con el fin de que los nematodos vivos se movieran y migraran a través del papel poroso hasta que se ubicaran en el fondo del tubo de goma inmediatamente por arriba del nivel donde se encontraba la abrazadera (Agrios, 2002).

Transcurrido el tiempo empleado, se colectaron 3 ml del primer volumen de agua acarreada desde el tubo de goma, y se depositaron en una Cámara de conteo de Nematodos, en la cual se realizó el conteo e identificación de los nematodos extraídos.

Para la identificación se utilizó la clave de Lyon & Mai (1975) se tuvo en cuenta características como: tipo de cutícula y estilete, características de bulbo medio, forma de la cola, tamaño, armadura cefálica, ubicación en la raíz: ectoparásitos o endoparásito, Entre otros.

6.2.4. ANALISIS ESTADÍSTICO

Para el análisis estadístico, los datos de incidencia por planta (Anexo 2) se compararon para las dos zonas con ayuda de las tablas de contingencia y la prueba de homogeneidad de Ji-Cuadrado, para cada enfermedad y cada tercio de la planta. Para esta prueba se partió de la hipótesis nula según la cual la incidencia de las enfermedades era la misma para las dos zonas, y las diferencias observadas se podían atribuir al efecto del muestreo. Esta hipótesis se rechazó sólo cuando el valor de la prueba Ji-Cuadrado fue lo suficientemente grande para que la probabilidad de encontrar valores mayores fuera menor o igual 0,05 (significancia de la prueba), en cuyo caso se concluyó que la incidencia de las zonas era diferente.

Para la comparación de la incidencia de las enfermedades, se aplicó la prueba t por enfermedad y tercio de la planta. Se partió de la hipótesis nula de igualdad de medias de incidencia al nivel poblacional (que se logra conociendo la totalidad de las plantas de uchuva en las dos zonas), según lo cual, las diferencias observadas al nivel de promedio se pueden atribuir al efecto del muestreo. Esta hipótesis se rechazó cuando el valor de la prueba t fue suficientemente grande para que la probabilidad de encontrar valores mayores fuera menor o igual a 0,05.

Al nivel de viveros, se trabajó en forma similar a como se hizo en los predios; se compararon los cinco viveros muestreos y se comparó la incidencia de las enfermedades presentes en los muestreos.

Finalmente, se evaluaron correlaciones entre algunas de las condiciones de los predios, y los niveles de incidencia de las enfermedades. Se utilizó la prueba t para determinar si el coeficiente de correlación r podía asimilarse a

una población donde no existe ninguna asociación entre las dos variables enfrentadas (hipótesis nula). Esta hipótesis se probó al 5% de significancia.

7. RESULTADOS

En las dos zonas evaluadas se encontraron seis enfermedades cuyos agentes causales se identificaron como: *Entyloma australe*, *F. oxysporum*, *Phoma* sp. dos especies de *Cercospora*, *Xanthomonas* sp y *Meloidogyne hapla*.

7.1. *Entyloma australe* (Carbón)

Las lesiones ocasionadas por este hongo en hojas, se inician con manchas circulares o angulares cloróticas y bordes definidos (figura 1). conforme el microorganismo avanza en el tejido vegetal, la mancha toma una coloración café en el centro que se va extendiendo en forma de pústula en la superficie de la hoja rodeado de un halo clorótico bien definido, en algunas ocasiones se evidencia alrededor de la lesión una coloración púrpura como resultado de las antocianinas producidas en respuesta por la planta, Especialmente en estados finales de daño se hace referencia al desprendimiento de los tejidos enfermos que con el tiempo se contraen y forman ampollas (figura 2); En ambos casos, en el envés de las hojas se observa la producción de estructuras reproductivas del hongo por la coloración blanquecina que toma. Microscópicamente se observó micelio hialino con producción de basidiosporas y teliosporas (Figura 3).

7.2. *Fusarium oxysporum*

Este patógeno causa una marchitez vascular, en plántulas los síntomas pueden llegar a confundirse con los presentados por *Pythium* sp. Estas pierden turgencia y se observan decaídas y hasta marchitas (Figura 4), al

hacer el corte transversal los haces vasculares se ven afectados, lo cual es típico de esta enfermedad (Figura 5). Igualmente ocurre en el cultivo ya establecido, donde primero se evidencia una clorosis generalizada; a medida que va avanzando la enfermedad se presenta clorosis, marchitamiento y posterior secamiento lateral, que finalmente causa la muerte de la planta (Figuras 6 y 7). Al mismo tiempo al hacer el corte transversal, similar que en plántulas se evidencian los haces vasculares necrosados por el patógeno (Figura 8).

En medio de cultivo artificial, las colonias formadas por este patógeno se presentan de colores que van desde el púrpura al rosado, con micelio blanco algodonoso. Microscópicamente el micelio y las conidias son hialinas, evidenciando la presencia de macro y microconidias, se identifica la especie por la producción de monofiálides, en forma de botella (Figura 9). La especie de *Fusarium* se caracterizan por la producción de macroconidios largos, en forma de media luna, multiseptados, que son llevados típicamente por esporodoquios, y microconidios muy pequeños, esféricos, ovoides, alargados o en forma de media luna sobre hifas simples, ramificadas o no; por lo común, también se producen clamidosporas en el micelio (Figura 10).

7.3. *Phoma* sp.

Los síntomas de la enfermedad causada por *Phoma* sp. , se presentan en hojas, capachos y tallo; no se considero necesario evaluar la enfermedad sobre frutos ya que en gran parte de los casos su presencia esta relacionada con la de los capachos. En las hojas se evidencia un anublo foliar o mancha en forma de “V” de color marrón oscuro (figura 11), tanto por el haz como por el envés de las hojas se presentan picnidios, que se observan como puntos inicialmente de color ámbar y que se tornan de color oscuro cuando

maduran; estas estructuras contienen abundante cantidad de esporas. En los capachos (figura 12) se presenta al igual que en hojas, una mancha necrótica que comienza por la base de cáliz formando anillos a medida que avanza el ataque y presenta las mismas estructuras que se observan sobre las hojas, en estados severos de la enfermedad, el patógeno puede llegar a afectar el fruto (Figura 13). En tallos (figura 14) se observa una lesión necrótica alargada, sin bordes definidos con abundante formación de picnidios, esta lesión puede extenderse hasta lograr la muerte de ramas y tallos, y comprometer toda la planta.

Sobre el medio de cultivo PDA y Agar V-8 el hongo presenta colonias oscuras, producción de exudados y formación lenta de estructuras de reproducción, en esta ocasión la presencia de picnidios en medio del sustrato (Figura 15) se evidenció a los 60 días del aislamiento del patógeno. El micelio es demateáceo tabicado y al ejercer presión sobre el picnidio las conidias que salen se observan ovoides, hialinas y pequeñas.

7.4. *Cercospora spp.*

Se presentan dos clases de lesiones, ambas en sus inicios con centro necrótico de color pardo blancuzco para la especie número uno se observan halos necróticos bien definidos de coloración pardo-café, en donde se puede ver claramente el tipo de crecimiento radial del hongo que va formando varios halos a medida que avanza y va invadiendo más tejido; estos halos definidos se evidencian tanto en hojas, como en los capachos (figura 16). En la lesión producida por una de las especies de *Cercospora* el crecimiento no se ve limitado por las nervaduras de las hojas alcanzando un mayor tamaño que la segunda especie (figura 17), en la segunda especie de *Cercospora* no se evidencian halos y se produce un halo clorótico alrededor de la lesión

(figura 18). En ambos casos, por el envés de las hojas afectadas se puede visualizar la esporulación grisácea del hongo.

Los conidióforos de este hongo se observan de color oscuro, las conidias tienen forma alargada y son septadas, se presentan de color ligeramente oscuro en una de las especies, mientras en la segunda especie son hialinas (figura 19).

7.5. *Xanthomonas sp.*

Los síntomas causados por esta bacteria se presentan principalmente en el ápice del capacho, ascendiendo hacia la base del capacho, las manchas presentan un aspecto translucido y aceitoso con bordes pardo definidos de textura parafinada, las manchas son irregulares y conforme van creciendo se unen formando una mancha agrandada que puede llegar a cubrir la mitad del capacho (figura 20).

Las colonias obtenidas en AN a partir de las lesiones presentaron una coloración con pigmentos de color amarillo, de aspecto cremoso, de alrededor 1-2 mm de diámetro, redondas, lisas y brillantes; microscópicamente son bacilos Gram negativos (figura 21). , aerobia, positiva para catalasa y oxidasa, producción de H₂S, Indol negativo, al igual que para la producción de ácidos en medio dextrosa rojo de fenol.

7.6. *Nematodos*

Los síntomas reconocidos en campo por nematodos fueron clorosis, decaimiento de la planta por la obstrucción del paso de los nutrientes a nivel radicular (Figura 22), además de los nódulos encontrados al observar

directamente la raíz de las plantas (Figura 23). Dentro de estas raíces se encontraron hembras pertenecientes a la especie *Meloidogyne hapla* (Figura 24), otro de los nematodos patógenos encontrado en las muestras en un nivel bajo de población fue identificado dentro del género *Pratylenchus*.

Incidencia de las enfermedades

Plántulas

En las plántulas evaluadas únicamente se encontraron dos enfermedades, las causadas por *F. oxysporum* y *E. australe*, en la figura 25 se presentan los niveles de incidencia promedio respecto al tercio de la plántula, se evidencian diferencias significativas (Anexo 2). En general se observó una baja incidencia de las enfermedades en los viveros evaluados, con excepción de uno de los viveros ubicado en el municipio de Fusagasuga. De acuerdo con los resultados de la prueba Ji-cuadrado de homogeneidad, se concluye que sólo para la enfermedad causada por *E. australe* (Carbón) en estado inicial, se presentan diferencias en el segundo y tercer tercio entre los diferentes viveros. Debido a que en el vivero mencionado anteriormente, la incidencia fue muy superior al resto de viveros. Lo que genera incremento en el porcentaje de incidencia.

Cultivos establecidos

Los resultados de la incidencia de las enfermedades evaluadas en los cultivos visitados se presentan la figura 26 y en el Anexo 3; la mayoría de las enfermedades analizadas son de efecto localizado y atacan principalmente el follaje (*Cercospora* spp., *Phoma* sp y *E. australe* en estado inicial y avanzado) (figura 27). Dos enfermedades expresaron síntomas de apariencia sistémica (*F. oxysporum* y Nematodos). En la otra enfermedad

evaluada la incidencia estuvo muy baja, por debajo del 1%, y no hubo diferencias por efecto de la ubicación de la finca (enfermedad en los capachos causada por *Xanthomonas* sp).

Al mismo tiempo, el capacho de los frutos fue atacado especialmente por *Phoma* sp, y en menor grado por *Cercospora* sp.; en casos menores se observó ataque sobre los capachos del hongo *Botrytis cinerea*. Otras estructuras (tallos, ramas, ramitas) de la planta presentaron muy baja incidencia de enfermedades localizadas (Figura 27).

Edad de las plantas

Las enfermedades del follaje *Cercospora* sp. 1., *Phoma* sp. y *F. oxysporum*, enfermedad sistémica, mostraron una correlación positiva con la edad de las plantas, lo cual significa que existe una tendencia a aumentar la incidencia con el desarrollo de las plantas. Por el contrario, *E. australe* mostró la tendencia contraria, y disminuye su incidencia con la edad de la planta (figura 26).

En cuanto a las enfermedades del capacho, *Cercospora* sp. y *Phoma* sp. aumentaron con la edad de las plantas. En el tallo, sólo se presentó la correlación de la edad con la incidencia de la enfermedad causada por *Phoma* sp. (figura 26). La incidencia de las enfermedades en ramas y ramitas no mostró correlación con la edad de las plantas.

Como se puede observar en la figura 26 la enfermedad causada por *Phoma* sp. alcanzó a nivel de follaje una incidencia superior al 35%, que aumenta de 18 a 32% durante las etapas 1 y 2 de las plantas evaluadas; se observa que

se mantiene alta en las etapas 3 y 4 de los cultivos. Es necesario anotar que únicamente en la zona 2 si se evaluaron cultivos en etapa 4, ya que a diferencia de la zona 1, se encontraron predios donde las plantas alcanzaron una edad entre 18 a 24 meses.

Incidencia de acuerdo a tercio de la planta

En general, la incidencia de las enfermedades que presentaron lesiones en forma localizada (*Cercospora* sp. 1; *Cercospora* sp 2; *Phoma* sp y *E. australe*) fue mayor en el estrato medio, aunque en el estrato inferior a menudo se manifestaron las diferencias de incidencia por efecto de la ubicación de la finca (Zona 1 y Zona 2) (Figura 28).

Incidencia de acuerdo a ubicación geográfica

Para las enfermedades por nematodos, no se muestra ninguna diferencia en la incidencia (figura 34). En el caso de la enfermedad ocasionada por bacteria, ésta se presentó en la Zona 1 pero no en predios de la Zona 2, por lo cual la prueba de comparación t no se aplicó.

En cuanto a las enfermedades con diferencias significativas entre localidades, la incidencia de las enfermedades *Cercospora* sp 1 y *Cercospora* sp. 2 fue mayor en Zona 1 que en la Zona 2 (figuras 32 y 33, respectivamente), lo mismo ocurrió con la marchitez causada por *F. oxysporum* (figura 30). Por el contrario, *E. australe* (Carbón) y *Phoma* sp. presentaron mayor incidencia en la sabana de Bogotá (Zona 2), que en la zona 1 (figuras 29 y 31, respectivamente).

En general para todos los casos, las correlaciones entre las condiciones de cultivo y la incidencia de las enfermedades es baja (no supera a $r=0,50$), lo

cual señala la diversidad de factores adicionales que pueden estar determinando el grado de incidencia además de los señalados, como número de plantas, etapa del cultivo, edad de las plantas, altura de la finca.



Figura 1. Mancha ocasionada por *E. australe* en su estado inicial sobre hojas de uchuva, se caracteriza por ser clorótica bien definida y puede presentarse circular o angular.

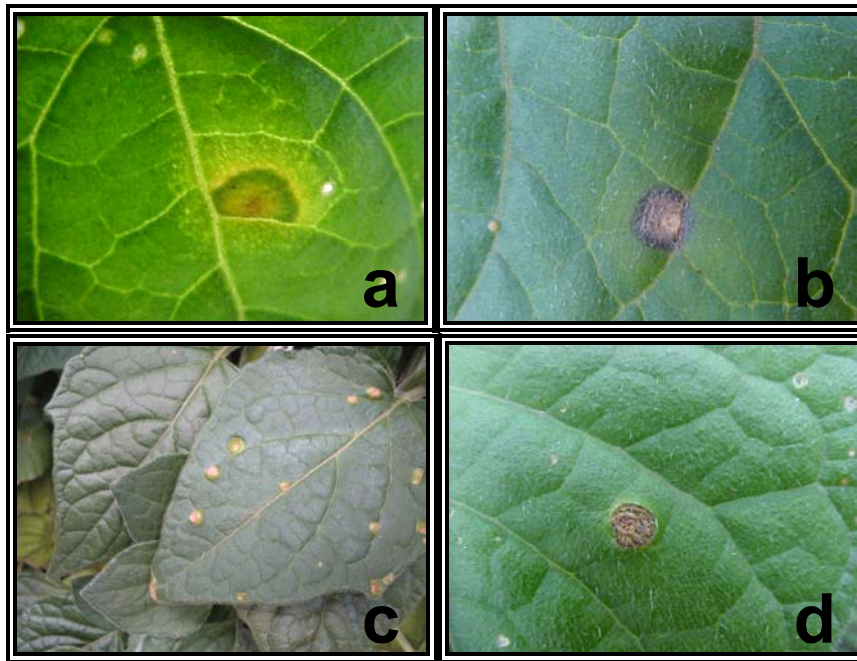


Figura 2. Lesiones causadas en hojas por *E. australe*, en estado mas avanzado. a) coloración café en el centro que se va extendiendo en forma de pústula en la superficie de la hoja rodeado de un halo clorótico bien definido. b) Coloración púrpura alrededor de la lesión como resultado de las antocianinas producidas en respuesta por la planta. c) Apariencia ampollada característica de *E. australe*. d) Estado avanzado de la enfermedad.

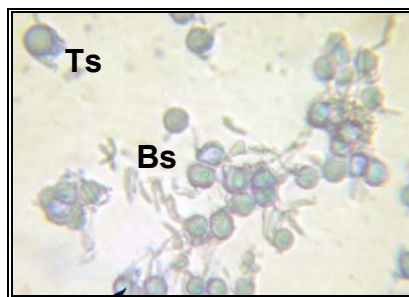


Figura 3. Aspecto microscópico de *E. australe*, donde se observan las esporas características de este microorganismo Basidiosporas (Bs) y Teliosporas (Ts).



Figura 4. Plántulas de uchuva afectada por *F. oxysporum*, donde se observa la marchitez y decaimiento que causa el patógeno, muestra proveniente de Vivero en Granada-Cundinamarca.



Figura 5. Corte transversal de plántula de uchuva, donde se observan los haces vasculares necrosados por el hongo *F. oxysporum*.



Figura 6. Planta de uchuva afectada por *F. oxysporum*, se observa Marchitamiento lateral.

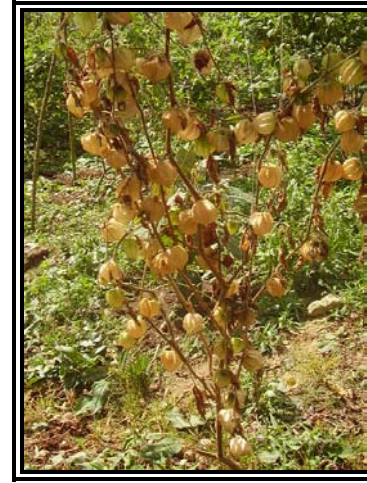


Figura 7. Estado avanzado de la enfermedad causada por *F. oxysporum* en plantas de uchuva.



Figura 8. Corte transversal de una planta de uchuva, donde se observan los haces vasculares necrosados, causado por *F. oxysporum*.

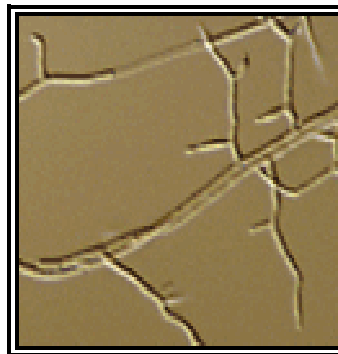


Figura 9. Monofálide, estructura característica de *F. oxysporum* 40x.



Figura 10. Clamidospora, estructura características de *F. oxysporum*, las cuales se forman en el micelio.



Figura 11. Añublo foliar o mancha en "V" causada por *Phoma* sp. en hojas de las plantas de Uchuva.



Figura 12. Síntoma de *Phoma* sp. en capachos de uchuva, se evidencia la esporulación del microorganismo.



Figura 13. Pudrición del fruto de uchuva causada por *Phoma* sp. en un ataque severo del patógeno.



Figura 14. Tallo y ramas de las plantas afectadas por *Phoma* sp., Lesión necrótica alargada sin bordes definidos con abundante formación de picnidios.

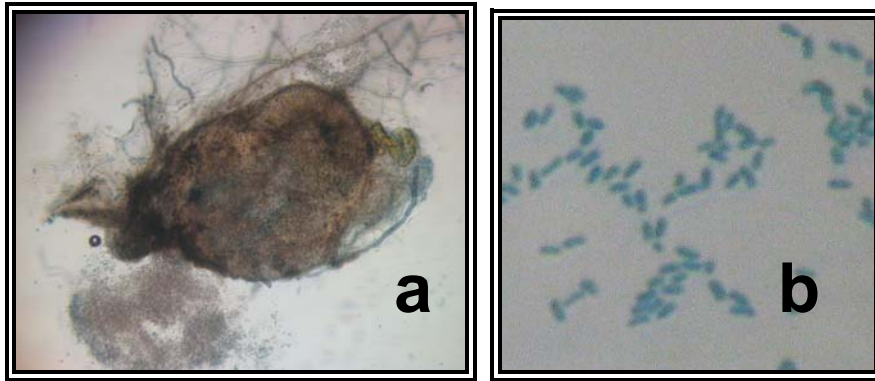


Figura 15. a) Picnidio, cuerpo fructífero asexual del patógeno *Phoma* sp (10x). b) Conidias del hongo (40x).

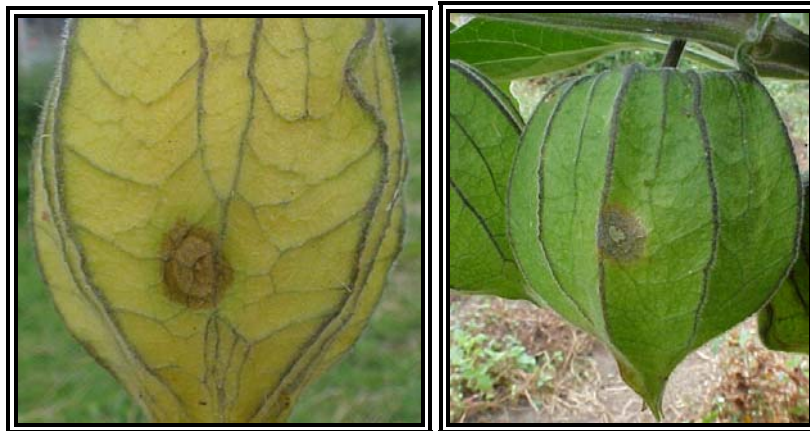


Figura 16. Lesión causada por *Cercospora* sp. en capachos de uchuva; se observan los halos formados por el patógeno.



Figura 17. Lesión causada por *Cercospora* sp. 1; patógeno formando halos a medida que avanza la colonización del tejido.



Figura 18. Lesión causada por *Cercospora* sp.2; manchas angulares con bordes definidos pero sin la formación de anillos concéntricos.



Figura 19. Conidióforos oscuros, conidias alargadas y septadas, pertenecientes al género *Cercospora*.



Figura 20. Capacho infectado con *Xanthomonas* sp. Manchas irregulares con bordes definidos, aspecto blancuzco y textura parafinada.

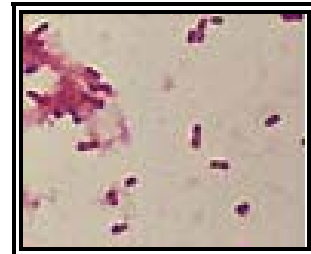


Figura 21. Bacteria aislada de Capachos de uchuva perteneciente al género *Xanthomonas*, se observan Bacilos Gram negativos con tinción de Gram. 100x.



Figura 22. Clorosis y decaimiento de la planta; síntomas reconocidos en campo causados nematodos en raíz.



Figura 23. Deformación de la raíz de uchuva ocasionada por hembras de la especie *M. hapla*.



Figura 24. Hembra perteneciente a la especie *M. hapla* causantes de nódulos en raíz de plantas de uchuva. Fotografía tomada de www.qnagr.or.kr.

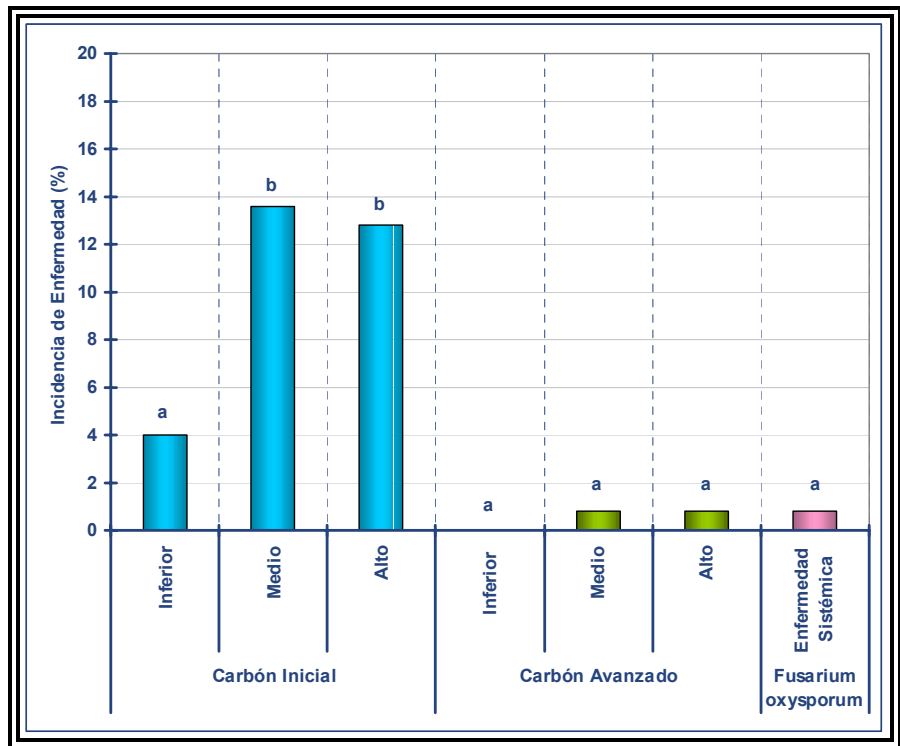


Figura 25. Niveles de incidencia promedio de dos enfermedades encontradas en plántulas de Uchuva de acuerdo a los estratos, una de las enfermedades se presenta en dos estados.

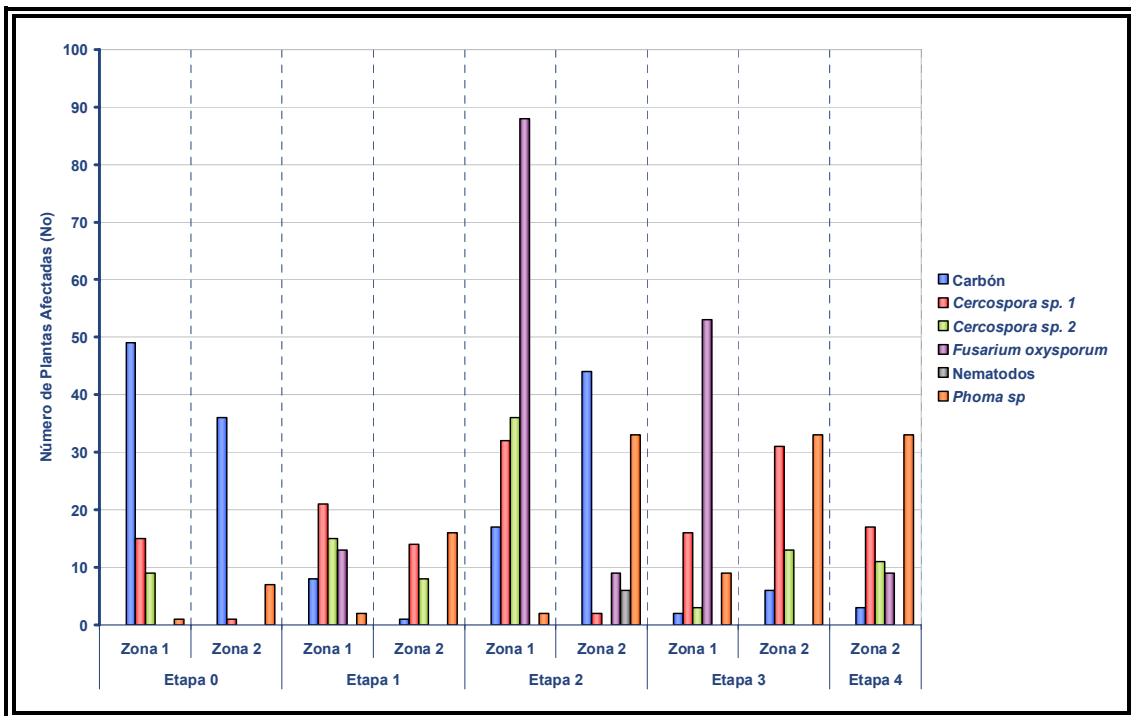


Figura 26. Número de Plantas de Uchuva (*Physalis peruviana*) Afectadas por las diferentes enfermedades, de acuerdo con las Etapas de desarrollo del Cultivo y la zona de ubicación geográfica; La Zona 1 comprende los municipios de Granada, Silvana, Fusagasugá y Arbeláez, y la Zona 2 comprende los municipios productores de la Sabana de Bogotá.

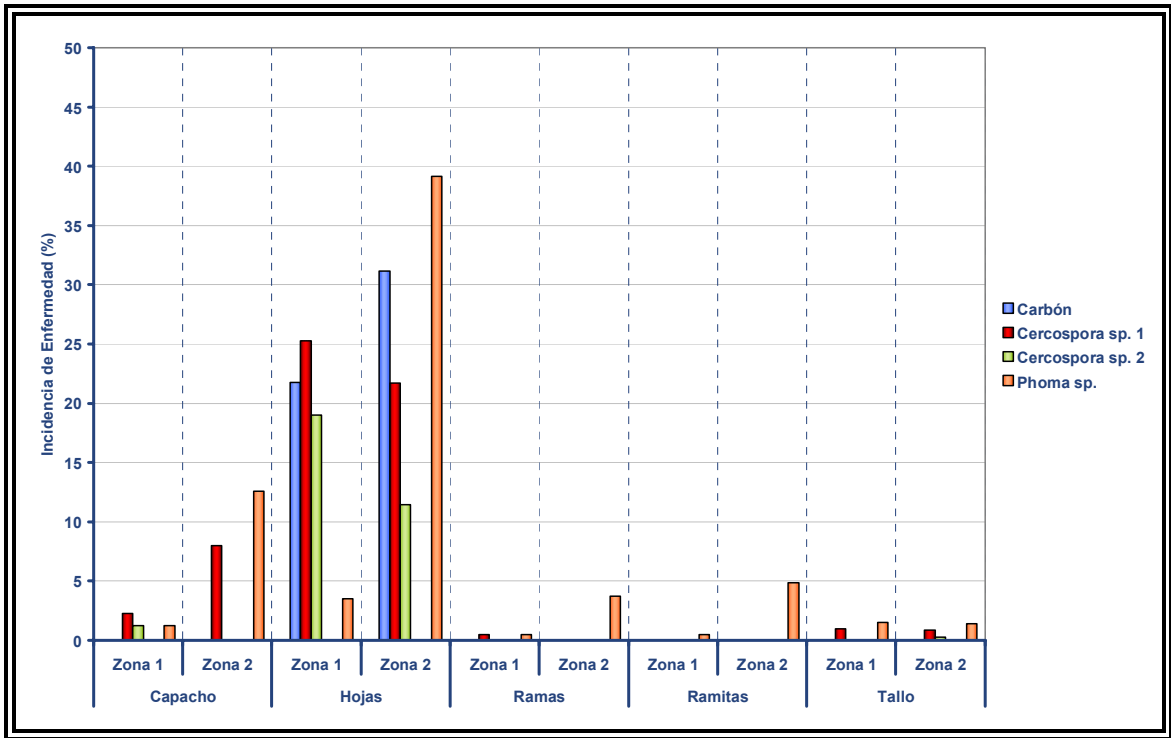


Figura 27. Porcentaje de Incidencia de algunas enfermedades en Uchuva (*Physalis peruviana*) de acuerdo a las diferentes estructuras de la planta y la zona de ubicación geográfica.

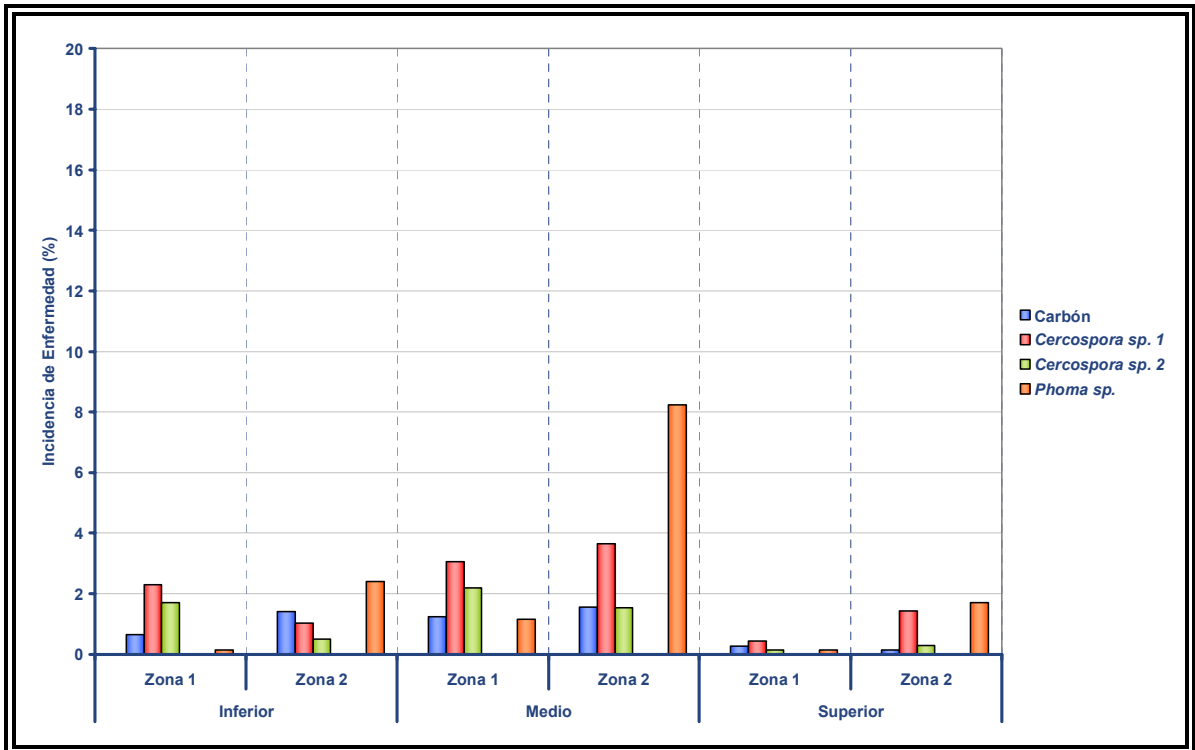


Figura 28. Porcentaje de incidencia de algunas enfermedades en Uchuva (*Physalis peruviana*) con respecto a los tres estratos de la planta.

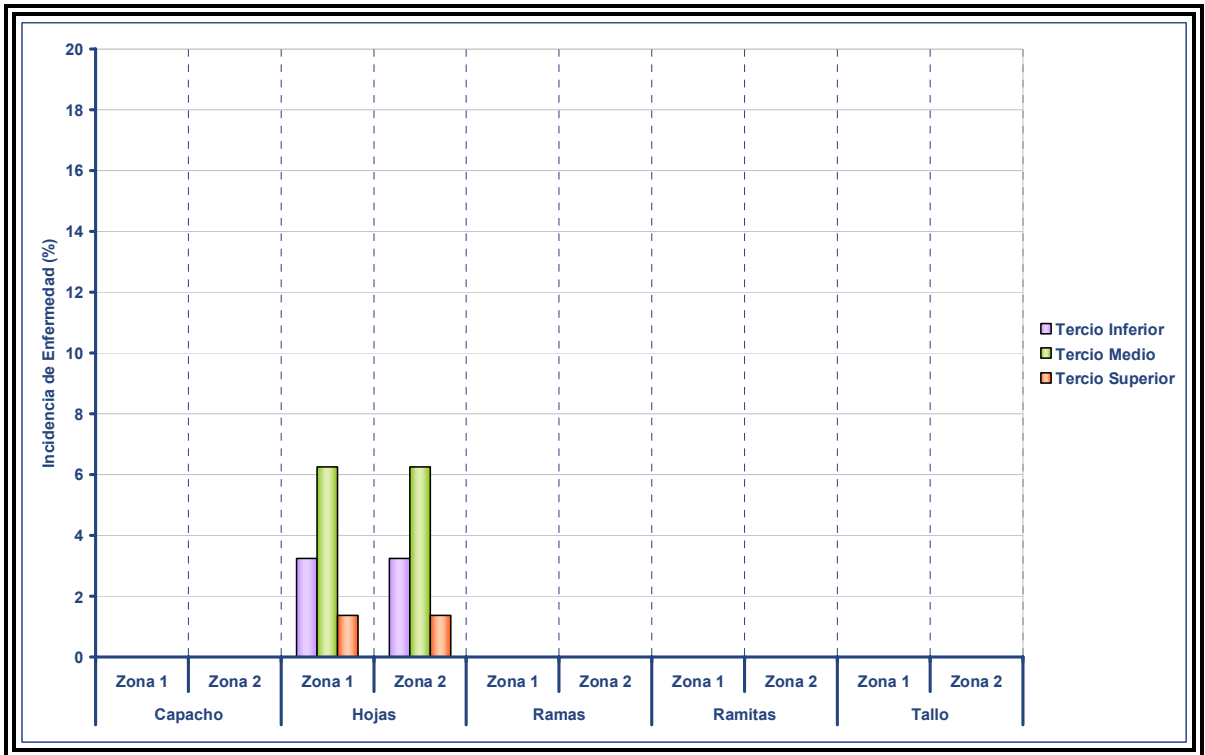


Figura 29. Porcentaje de incidencia de la enfermedad causada por *E. australe* (Carbón) en las diferentes estructuras, de acuerdo a los tres tercios de la planta.

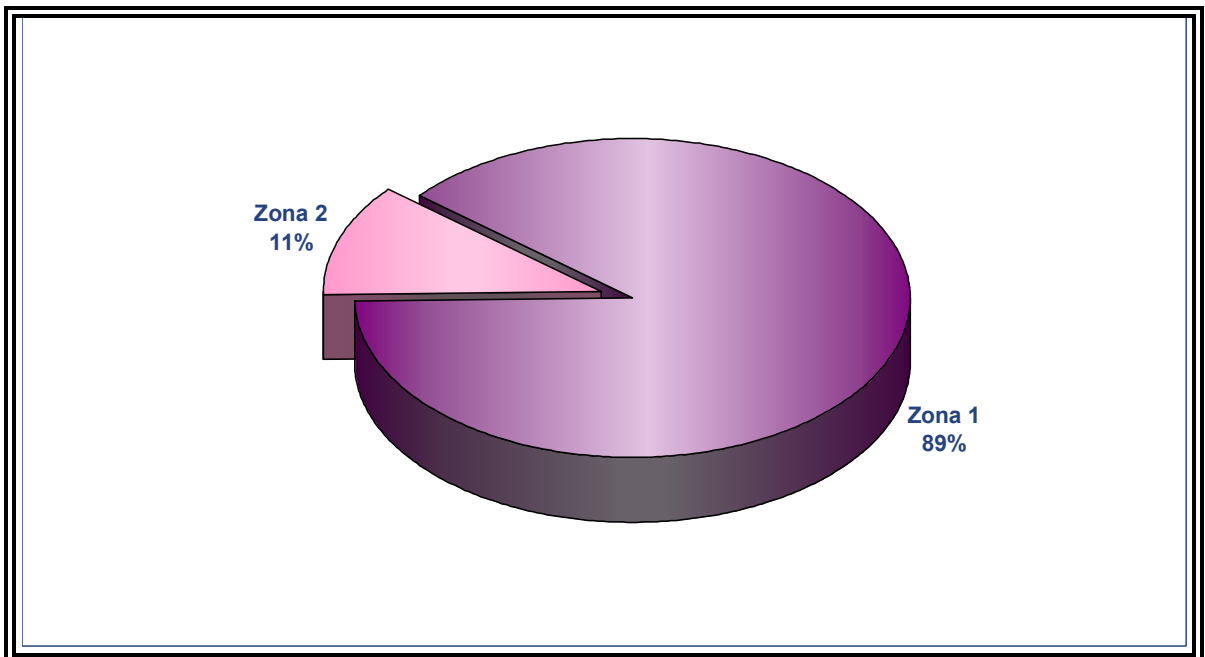


Figura 30. Porcentaje de incidencia de la enfermedad causada por *F. oxysporum*. Con respecto a las dos zonas evaluadas.

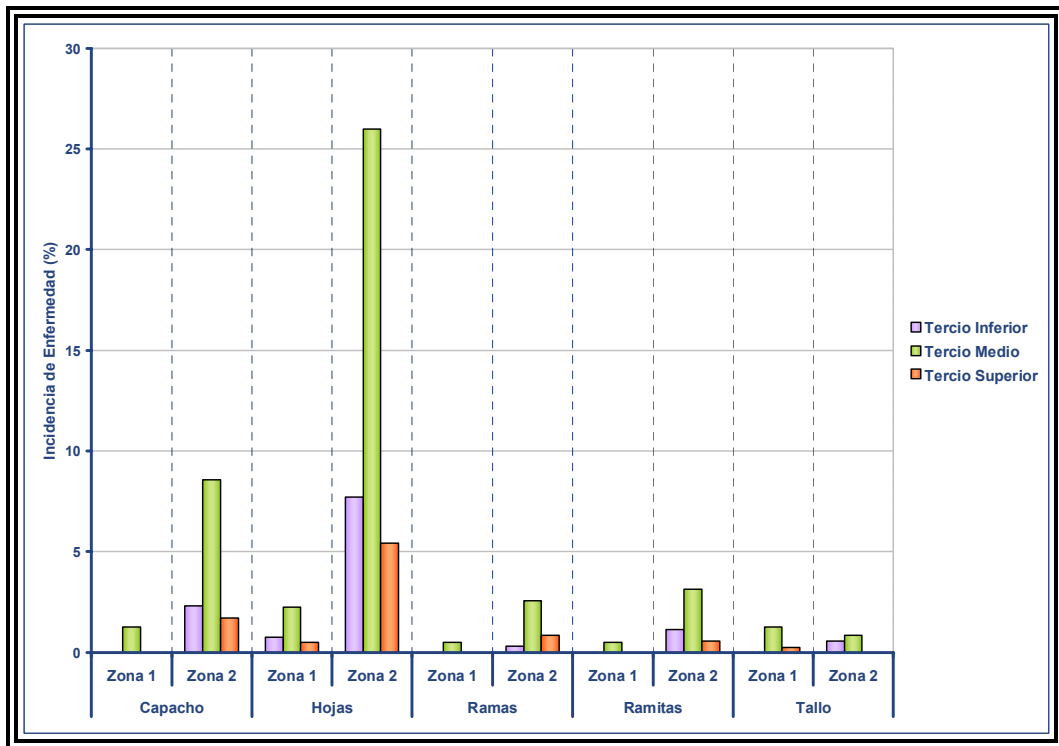


Figura 31. Porcentaje de incidencia de la enfermedad causada por *Phoma* sp. en las diferentes estructuras, de acuerdo a los tres tercios de la planta.

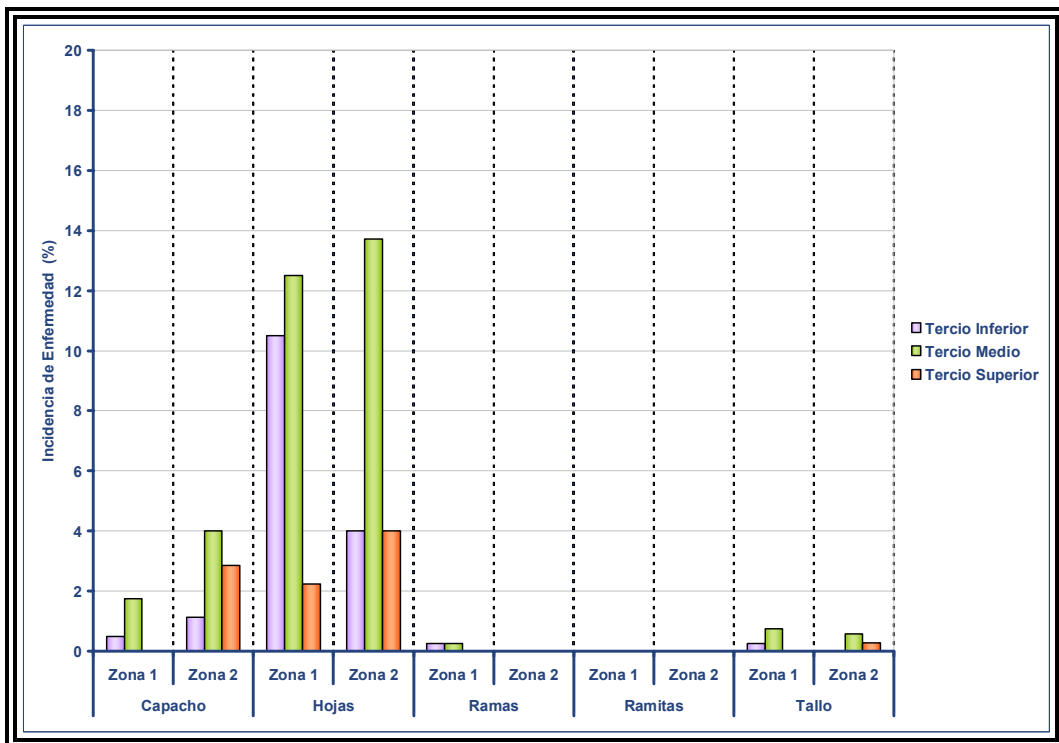


Figura 32. Porcentaje de incidencia de la enfermedad causada por *Cercospora* sp. 1 en las diferentes estructuras, de acuerdo a los tres tercios de la planta.

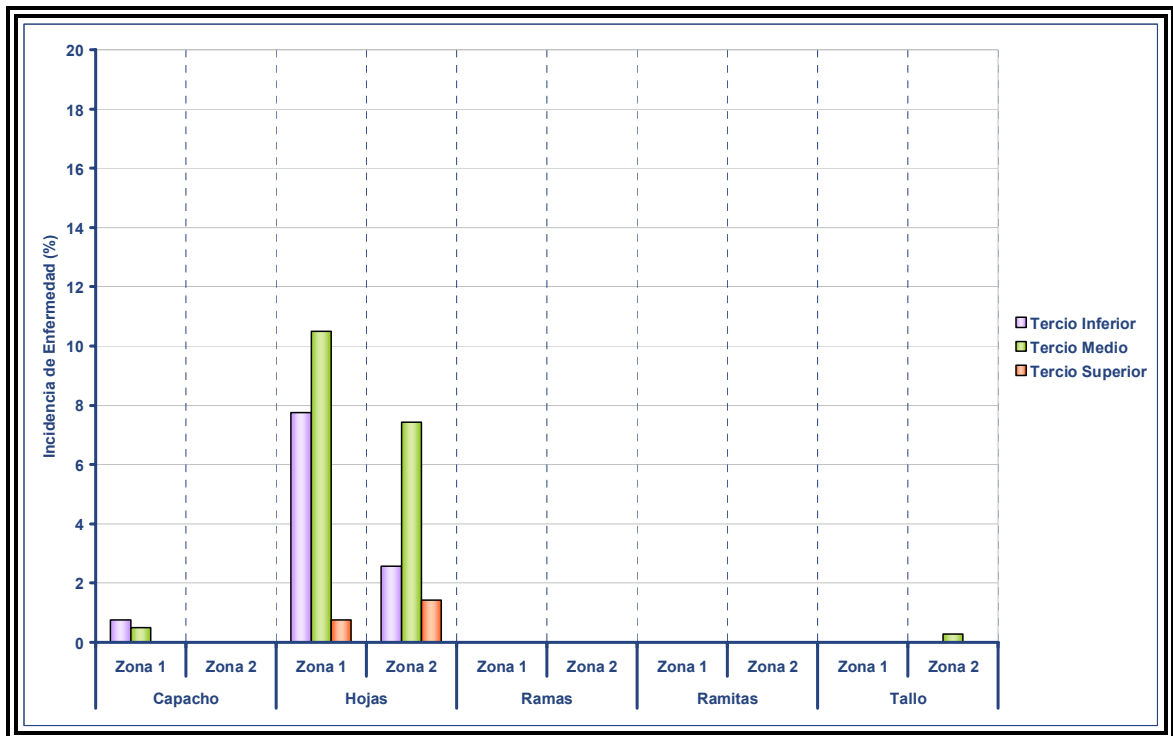


Figura 33. Porcentaje de incidencia de la enfermedad causada por *Cercospora* sp. 2 en las diferentes estructuras, de acuerdo a los tres tercios de la planta.

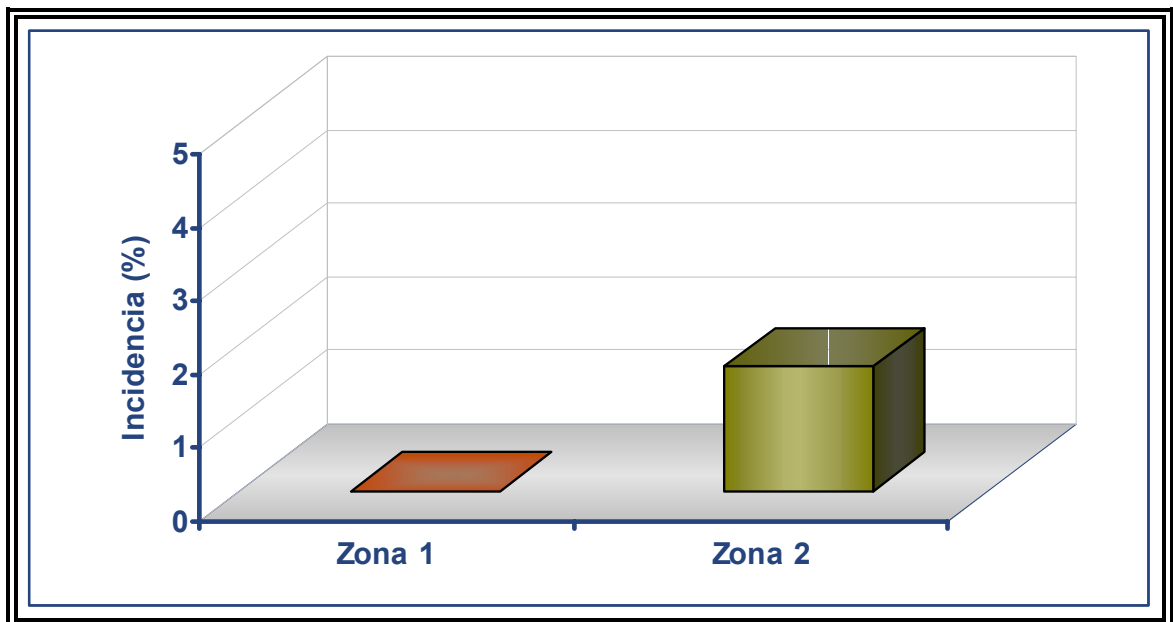


Figura 34. Porcentaje de incidencia de Nematodos en las dos zonas evaluadas

8. DISCUSION

Como se pudo determinar anteriormente la enfermedad de mayor incidencia en la etapa de vivero y en general en las etapas tempranas del cultivo de uchuva es *Entyloma australe* comúnmente conocido como carbón, este hongo cuenta dentro de la familia de hospedantes con la Gramineae, Cyperaceae y Solanácea, a la cual pertenece la uchuva, en estudios realizados en el año de 1976 por Molina se reporto por primera vez la enfermedad y se denominó como carbón que atacaba las hojas de *Physalis peruviana* con caracteres de *Entyloma australe*. Molina en 1976 y Forero de La-Rotta *et al.*, (2005), reportan las lesiones causadas por este patógeno, como lesiones de forma circular o angular, algunas veces pústulas en la superficie de las hojas de color amarillo claro de 3-5 mm, ovaladas, concéntricas, de borde levantadas que en ocasiones confluyen formando pústulas alargadas; lo que concuerda con el reconocimiento de la enfermedad en campo, realizado en este trabajo.

Por otra parte, aunque según los resultados esta enfermedad presentó mayor incidencia en la Sabana de Bogotá, es decir, zona 2, también afectó en menor grado la zona 1; lo cual indica la importancia de la enfermedad en las diferentes localidades donde se puede establecer el cultivo de uchuva.

Aunque la mayor incidencia de *E. australe*, se evidenció en etapas tempranas, es decir en plántulas, se presentaron incidencias importantes en la etapa dos, que fue disminuyendo conforme se iba dando el desarrollo de las plantas. La detección de estadios iniciales, indica que la enfermedad en los momentos del muestreo estaba colonizando los tejidos vegetales, seguramente tras otra visita a los predios la incidencia tendría mayores alcances reportados como carbón avanzado, de manera que no se pueden determinar los alcances de la enfermedad y su limitancia en relación con las

otras, sin embargo, aunque no se puede aseverar, de acuerdo a lo observado no es una enfermedad muy limitante a nivel de campo, ya que como se mencionó anteriormente afecta solo las hojas, disminuyendo el área fotosintética de la planta, no se sabe las pérdidas que puede llegar a generar esta enfermedad una vez establecida en un cultivo; es posible que si no se realiza un manejo adecuado de la llegue a atacar los tejidos jóvenes y capachos, como se han observado en algunos de los cultivos ubicados en el departamento de Boyacá.

La segunda enfermedad encontrada a nivel de vivero, fue *F. oxysporum*, en niveles de incidencia bajas; sin embargo, la gravedad de ser reportada desde esta etapa, radica en ser una potencial fuente de inóculo para otras plantas desde temprana edad; por ejemplo, en clavel, la principal forma de diseminación del patógeno ocurre a través de esquejes provenientes de la planta madre infectada (Garibaldi *et al.*, 1986), lo que probablemente puede estar ocurriendo del mismo modo en las plantaciones de uchuva, cuyos semilleros en casos poco frecuentes, presentan plántulas afectadas por *F. oxysporum*. No obstante, existen además otros agentes de diseminación como las herramientas, equipos y animales que transportan suelo infestado (Baker, 1980) y el agua de riego en donde el hongo puede sobrevivir (Garibaldi *et al.*, 1986), a pesar de que no se considera como un medio eficiente de dispersión, puede transportar al patógeno si ha estado en contacto con suelo contaminado (Pizano, 1997). La diseminación de este patógeno, se ve favorecida por su fácil propagación a partir de material infectado, su prolongada persistencia en el suelo, al alto costo y a la baja eficiencia de las medidas de control aplicadas (Arbeláez, 1988).

Al mismo tiempo, *F. oxysporum*, mostró a nivel de los cultivo establecidos, las mayores incidencias con respecto a las demás enfermedades reconocidas en este trabajo. En la etapa 2, es decir en plantas que alcanzan

su máxima producción durante este periodo, la incidencia de este patógeno fue la mayor reportada, alcanzando un 88%; durante este estudio, al muestrear cultivos de la siguiente etapa (plantas de 12 a 18 meses de edad), no fue posible encontrar el número suficiente de cultivos representativos de la incidencia de la enfermedad, muy posiblemente porque dada la gravedad de la enfermedad los agricultores no mantienen en producción el cultivo con edades superiores a 12 meses. Consecuentemente, no se encontró ningún predio en la zona donde las plantas alcanzaran la edad de 18-24 meses. Aunque se ha reportado que los síntomas de *F. oxysporum* pueden aparecer en cualquier momento durante el ciclo de vida de plantas susceptibles (Elmer *et al.*, 2004) para este ensayo la mayoría de plantas afectadas se encontraron entre los 8 y 12 meses de edad (etapa 2).

La magnitud en la presencia del “marchitamiento vascular” ocasionada por *F. oxysporum*, puede atribuirse en primera instancia a la biología del hongo, según Parry (1990) y Polley (1991) la ocurrencia de enfermedades causadas por especies de *Fusarium*, se asocia normalmente con clima cálido, la zona 1 presenta una temperatura media de 20°C, alcanzando temperaturas hasta de 26°C. En los diferentes lugares evaluados, las altas incidencias de la enfermedad con síntomas severos se han reportado en épocas cálidas, sin embargo también se han reportado casos en temporadas frías, ya que la ocurrencia y la predominancia de patógenos de raíz pueden cambiar de año en año y a través de un largo periodo las variaciones pueden ser dramáticas. Como se puede ver, la temperatura juega un papel importante en la distribución de las especies de *Fusarium* así como lo hace en la determinación de la distribución de especies de plantas (Woodward, 1988) y puede influenciar enormemente la competencia y predominancia de especies en particular.

Para este patógeno se ha reportado gran variabilidad de razas, que puede

deberse a cambios ocurridos en la población del patógeno establecido en Colombia, bien sea en forma natural o debido a la selección de métodos para su control, como el uso de fungicidas o métodos de supresión como el vapor. Dicha variación puede deberse también a las condiciones ambientales y a características del suelo (Arbeláez y Calderón, 1991).

Tal como sugieren Parry y Pettitt (1996) la predominancia regional de especies de *Fusarium* aparentemente trae consigo una fuerte relación con la temperatura, ésta y el potencial del agua en el suelo son importantes en la infección y el desarrollo de síntomas radiculares aunque otros factores como la humedad relativa, tipo de suelo, uso agrícola y cultivos deben tener una influencia.

El diagnóstico de la enfermedad causada por *F. oxysporum*, no es fácil de manera temprana, ya que el hongo coloniza el sistema vascular antes de la expresión de síntomas en la planta (Nelson, 1964); los cuales también pueden ir acompañados de otros síntomas que no son propiamente del patógeno sino de otros microorganismos como nematodos quienes generan reacciones en la planta como clorosis y decaimiento, tal es el caso de nódulos producidos por especies del género *Meloidogyne*, no obstante, las lesiones de este endoparásito además favorecen la penetración de las estructuras fúngicas una vez provocan el daño a nivel radicular, según estudios realizados en plantaciones de café la combinación de inoculaciones de *M. arabicida* o *M. exigua* y *F. oxysporum* bajo condiciones controladas demostraron que *F. oxysporum* cuando se inoculó sin nematodos, no era patogénico, de otro modo si se inoculaba con alguna especie de *Meloidogyne* se presentaba la lesión vascular característica de *F. oxysporum*, además de las agallas producidas por *M. arabicida* o *M. exigua* (Bertrand *et al.*, 2002). Posiblemente se presenta la misma situación en algunos de los cultivos visitados durante la realización de este trabajo, debido a que se

encontraron larvas pertenecientes a *M. hapla*, formando nódulos en raíz, que como se dijo anteriormente puede favorecer la infección por parte de *F. oxysporum*.

Al mismo tiempo, otro de los nematodos patógenos encontrados durante el muestreo, es comúnmente conocido como “el nematodo barrenador” pertenece al género *Pratylenchus*, Según Christie 1986, éste se caracteriza por lesionar gran cantidad de cultivos, alimentándose de las células del parénquima. Sin embargo, debido a que la población encontrada presentó en niveles muy bajos, se considera que la presencia de estos individuos aislados no siempre puede asociarse con manifestaciones de daño, por lo que se cree que actúan como invasores secundarios.

Otro de los patógenos reconocidos fue *Phoma* sp., las características de los síntomas reconocidos en tallos coinciden con lo reportado por Blanco en el 2000, quien señala que en dichas estructuras, aparecen manchas en forma de lesiones necróticas poco definidas. No obstante de acuerdo con los resultados de este estudio y el nivel de incidencia encontrado, el microorganismo es altamente frecuente no solo en tallos tal como lo reporta blanco, sino también en ramas, tallitos jóvenes y especialmente en hojas.

El reconocimiento a nivel microscópico se determinó por la presencia de picnidios dentro del medio V8. Lo que coincide con lo reportado por Alexopoulos (1977) y Barnett (1972), quienes afirman que este género se caracteriza por producir picnidios pequeños, oscuros, ostiolados, lenticulares o globosos, sumergidos en el sustrato, con conidióforos muy cortos y conidias pequeñas, unicelulares, hialinas, esféricas u ovals.

Por otra parte, en su mayoría la presencia de este patógeno fue mayor en plantas maduras, lo cual concuerda con lo mencionado por Sánchez (1978), quien fue el primero en reportar este patógeno en *P. peruviana*, indicando que la enfermedad se presenta cuando los frutos de uchuva están en un grado de maduración avanzado y también en condiciones normales de almacenamiento; también menciona que el hongo no es limitante en el desarrollo y crecimiento de las plantas, sino cuando ha alcanzado su fructificación y plena madurez de los frutos. Sin lugar a dudas, la enfermedad es de importancia económica ya que ataca únicamente al fruto maduro desmejorando su calidad en lo referente a presentación y sabor lo que impide su comercialización adecuada (Sánchez, 1978). En este ensayo no se tuvo en cuenta la poscosecha del fruto pero se presume la gran importancia y limitancia que puede llegar a tener este patógeno en los capachos para la venta, por lo expresado anteriormente.

Según la información sobre las diferencias entre la incidencia de *Phoma* sp. de acuerdo a la localización geográfica, la Sabana de Bogotá (zona 2), se encontró más afectada, alcanzando hasta un 38% del total del área foliar, en consecuencia, la enfermedad provocada por este patógeno resulto ser la mas limitante en los predios de esta zona, para lo cual se puede decir, que la severidad de la enfermedad ocasionada por este hongo, difiere entre estaciones, regiones y cultivos (Fitt *et al.*, 1997; Penaud *et al.*, 1999; West *et al.*, 2001), Pese a que se encontró alta incidencia de la misma en dicha zona, no se evidenció un caso severo donde la planta hubiera sido atacada por el hongo hasta lograr su muerte; ha sido reportado por algunos autores en plantaciones de canola, que en los lugares donde se presenta la enfermedad, la perdida total del cultivo, dada por muerte de plántulas no es frecuente; usualmente las pérdidas de rendimiento en la cosecha, son menores al 10%, aunque pueden alcanzar algunas veces del 30-50%(Hall *et al.*, 1993; Zhou *et al.*, 1999; es decir, aunque es limitante, no llega a

arrasar con los cultivos a menos que se deje avanzar demasiado la enfermedad y no se tomen las medidas necesarias para su control.

Los niveles de incidencia de *Phoma* sp. se le atribuyen principalmente a la presencia de lluvia, la cuál si se presenta por más de 7 días favorece enormemente la infección del patógeno (Penaud *et al.*, 1999; Pérès & Poisson, 1997). Durante la época de estudio se presentaron frecuentemente lluvias (aproximadamente por espacio de 8 meses), lo cual pudo permitir ataques severos del microorganismo. Igualmente, los residuos vegetales, los cuales se encontraron frecuentemente en la mayoría de los predios; juegan un papel importante en la diseminación de patógeno; se atribuye además a factores como la biología del hongo, la humedad y la temperatura de la zona. Se ha reportado por algunos autores que posterior a la cosecha, los tejidos senescentes son rápidamente colonizados por *Leptosphaeria maculans* (forma perfecta de *Phoma* sp.), y los picnidios son producidos en abundancia, aumentando la incidencia de la enfermedad en plantas de canola. Adicionalmente, las conidias son capaces de colonizar saprofiticamente y pueden incrementar los niveles de inoculo y el subsecuente número de pseudotecios que se desarrollan en los residuos y cuando maduran, las ascosporas son liberadas por periodos de tiempo largos. Las ascosporas de residuos infectados fueron consideradas un riesgo para cultivos de canola a varios kilómetros de distancia en Australia (Bokor *et al.*, 1975), Canadá (Petrie, 1978) y Europa (Gladders & Musa, 1980). Las ascosporas pueden permanecer viables por alrededor 6 semanas (Paul & Rawlinson, 1992) y es probable que un pequeño número de ascosporas viaje considerables distancias. Otros factores que intervienen en la diseminación del patógeno pueden ser, la presencia de insectos y los vientos, según lo reportado por Walter en 1950. Razón por la cual es tan importante el buen manejo de los residuos vegetales, que explica la persistencia del hongo, ya que los picnidios continúan produciéndose

mientras los tejidos del huésped le suministren suficiente alimento. (Urquijo, 1971).

Las características para la bacteria aislada la ubican en el género *Xanthomonas* al igual que lo reportado por Bradbury, 1986; Goto, 1990; Noval, 1991 y Schaad en 1988, quienes encontraron Bacilos Gram negativos, aerobios, catalasa y oxidasa positivos con producción de H₂S , Indol negativo, negativo para la producción de ácidos en medio dextrosa rojo de fenol, licuefacción de gelatina, hidrólisis del almidón, crecimiento en medio D₅, entre otras características.

Esta bacteria posee una amplia distribución infectando no solo uchuva sino otros cultivos a nivel foliar como fresa, pepino, ornamentales como cuarentona y geranio, frijol, arroz, cereales, algodón, y lechuga entre otros. (Agrios, 2002).

Siguiendo con la lista de microorganismos registrados, se encuentran dos especies de *Cercospora*, para la especie número 1, los síntomas evidenciados se presentan tal como se reporto en el año 2000 por Blanco, quien denomina esta enfermedad como “la mancha gris de hojas y cáliz”, estos síntomas pueden aparecer en cualquier parte de la lamina foliar, como lesiones de forma angular o redonda de 2 a 5 mm de diámetro, de color verde claro. Por el haz el borde de la lesión se torna amarillento y su parte central adquiere un color marrón de aspecto seco y quebradizo, estas áreas necróticas no presentan anillos concéntricos. En las lesiones se observan los signos mediante crecimiento micelial, conidióforos y conidias, más frecuentes por el envés que en por el haz. Cabe resaltar, que en este estudio, se reconoció una segunda especie de *Cercospora*, la cual presenta lesiones de un tamaño mayor, en algunos casos hasta de 1 cm. de diámetro, esta se ve

limitada por las nervaduras de la hoja, sin embargo sus características en los primeros estados de desarrollo son muy similares.

El organismo causante *Cercospora* spp, produce largos conidios delgados, multicelulares, ligeramente pigmentados para especie de *Cercospora* identificada como la uno, a incoloros (hialinos) para la dos. Los conidióforos en las dos especies se observan agrupados, de color oscuro, que sobresalen de la superficie de la planta a través de los estomas y forman conidios una y otra vez sobre los nuevos ápices del micelio en proceso de crecimiento. Los conidios se desprenden con facilidad y a menudo son llevados a grandes distancias por el viento (Agris, 2002).

En el envés de las hojas se pudo observar la esporulación del hongo por la coloración grisácea; estudios realizados acerca de la esporulación de *Cercospora* sp. indican que la temperatura optima para la germinación, e infección del tejido se encuentra en un rango de 25 a 32°C, mientras la producción de conidios disminuye significativamente conforme la humedad relativa baja (Ayesu-Offei y Antwi-boasiako, 1996), esto puede explicar las diferencias de la presencia del patógeno entre una zona y otra, donde las temperaturas difieren, siendo en promedio menores para la zona 2.

Al mismo tiempo, Las mayores incidencias del ataque por parte de ambas especies de *Cercospora*, se registraron en el follaje; especies de este genero ya se han reportado como causantes de enfermedades a nivel foliar en cultivos de zanahoria (Delahaut, 2004), Caña de azúcar, Yuca (Ayesu-Offei y Antwi-boasiako, 1996), Ajonjolí, entre otros. Se ha reportado que esta enfermedad en yuca, se presenta una vez el cultivo esta establecido (Jameson, 1970; Lozano y Booth, 1974); lo que probablemente puede suceder también en el cultivo de uchuva, ya que cuando se realizó el

muestro en plántulas, no se observaron lesiones causadas por este patógeno.

Uno de los factores importantes que contribuyen al porcentaje de incidencia reportado en esta evaluación, se atribuye a las condiciones ambientales, ya que las precipitaciones durante la época de estudio fueron abundantes. Incidencias altas de la enfermedad se han reportado particularmente bajo condiciones húmedas, ocasionando grandes pérdidas en campo (Terry y Oyekan, 1976; Blanco, 1992). También en estudios realizados por y Ayesu-Offei, Antwi-boasiako (1996). En cultivos de yuca y cebada sugieren que la dispersión de esporas de *Cercospora sp.* por lluvia es muy importante para la diseminación de un cultivo a otro, de hecho, numerosos conidios son producidos y eficientemente dispersados bajo condiciones húmedas lo cual predispone las plantas a una infección, por consiguiente el agua libre hace que la producción de estos microconidios sea abundante (Ayesu-Offei y Antwi-boasiako, 1996), lo que podría explicar la gran dispersión de inóculo y la incidencia alta de la enfermedad, específicamente en la zona número uno.

En el caso de los capachos, si bien la enfermedad no ataca directamente el fruto, si impide al igual que las lesiones causadas por *Phoma sp.* su comercialización para la exportación. Igualmente, la mayoría de especies de *Cercospora*, son considerados necrótrofos, produciendo fitotoxinas de bajo peso molecular y enzimas hidrolíticas que debilitan células a medida que el hongo va creciendo (Daub y Ehrenshaft, 2000). El éxito de este grupo de hongos como patógeno se atribuye a la producción de una toxina, la Cercosporina la cual se considera un factor de patogenicidad primario: Cercosporin [1,12-bis(2-hydroxypropyl)-2,11-dimethoxy-6,7-methylenedioxy-4,9-dihydroxyperylene-3,10-quinone], (Fig. 1) es una toxina polipeptídica fotoactiva no específica en el hospedero (Daub y Ehrenshaft, 2000). La cercosporina se aisló por primera vez en 1957 por Kuyama y Tamura,

pertenece a un único grupo de moléculas conocido como fotosintetizadores (compuestos que requieren luz para la toxicidad celular). por otra parte, al estar afectando el área foliar, reduce el área fotosintética, y de manera indirecta afectar la producción.

Finalmente, para las enfermedades causantes de lesiones localizadas en el área foliar de la planta, *Phoma* sp., *Cercospora* spp. y *E. australe* (carbón); el tercio con altos porcentajes de incidencia, corresponde al tercio medio, se atribuye a la alta humedad relativa que se presenta hacia esta zona, ya que gracias a la frondosidad de las plantas de uchuva, este sitio recibe poca ventilación y favorece la condensación de agua, permitiendo el desarrollo de la enfermedad, especialmente durante las etapas de germinación y penetración del inóculo producido por el microorganismo.

9. CONCLUSIONES

- A nivel de vivero, la enfermedad con mayor incidencia fue *Entyloma australe*, aunque *F. oxysporum* se evidenció a la vez en esta etapa en menor grado.
- La enfermedad de mayor incidencia y por consiguiente la más limitante para los cultivos de uchuva es la marchitez provocada por *F. oxysporum*, la cual se puede presentar en cualquier etapa del ciclo de vida de la planta acarreando grandes pérdidas económicas.
- El tercio más afectado de las plantas para las enfermedades de follaje provocadas por *Phoma sp*, *Cercospora spp* y *E. australe* fue el tercio medio.
- La etapa 2 (8-12 meses), cuando las plantas se encuentran en pico de producción resultó ser la más susceptible a todas las enfermedades reportadas.
- Se encontraron diferencias en la aparición de enfermedades en las dos zonas evaluadas, para la zona 1 las enfermedades de mayor incidencia fueron las provocadas por *F. oxysporum* y *Cercospora spp*, mientras que para la zona 2 fueron las provocadas por *Phoma sp* y *E. australe*. Patógenos como *Xanthomonas sp*, *Meloidogyne sp* y *Pratylenchus sp*, presentaron incidencias muy bajas.
- La zona más afectada por la presencia de enfermedades es la zona 1, la cual comprende los municipios de Granada, Silvana, Fusagasuga y Arbeláez.

10. RECOMENDACIONES

- Realizar este mismo estudio en otras zonas del país para determinar si las enfermedades se presentan con la misma distribución.
- Evaluar la incidencia de las enfermedades por un mayor espacio de tiempo.
- A nivel de semilleros, se recomienda tener medidas preventivas para *E. australe*, al igual que *F. oxysporum*.
- Es importante para el establecimiento de una plantación de Uchuva, comprar plántulas certificadas, libres de patógenos, ya que este puede ser un medio de diseminación de enfermedades, específicamente *F. oxysporum*.
- Es recomendable, realizar las labores culturales como deschuponeo, recogada, control de malezas, recogida de frutos maduros y desechos vegetales, entre otros, con el fin de evitar la acumulación de follaje que favorece el aumento de la humedad relativa y la diseminación de patógenos.

11. BIBLIOGRAFIA

AGRIOS, G.N. 1978. Plant pathology. Second ed. Academic Press Inc., Orlando. 687 pp.

AGRIOS, G.N. 2002. Plant pathology. Academic Press, San Diego, California. Third edition, 544, 803 pp.

ALEXOPOULOS, C.J. 1997. Introducción a la Micología. Ed Universitaria de Buenos Aires. Argentina. 408 pp.

ARBELÁEZ, G. 1988. Enfermedades vasculares de clavel en Colombia, aspectos históricos y situación actual. Primer curso internacional sobre patógenos vasculares del clavel. Noviembre 8-11. Asocolflores. Santafé de Bogotá.

ARBELÁEZ, G., CALDERÓN, O.L. 1991. Determinación de las razas fisiológicas de *Fusarium oxysporum* f. sp *dianthi* del clavel en Colombia. Agronomía colombiana. 8:243-247.

AYESU-OFFEI, E. N., CARTER, M. V. 1971. Epidemiology of leaf scald of barley. *Australian Journal of Agricultural Research* 22: 383-390.

AYESU-OFFEI, E.N., & ANTWI-BOASIAKO, C. 1996. Production of Microconidia by *Cercospora henningsii* Allesch, cause of Brown Leaf Spot of Cassava (*Manihot esculenta* Crantz) and Tree Cassava (*Manihot glaziovii* Muell.-Arg.) Department of Biological Sciences, University of Science and Technology, Kumasi, Ghana. *Annals of Botany* 78: 653-657.

BAKER, R. 1980. Inoculum potential. P. 137-157. En J.D. Horsfall y E. B.

Cowling (Eds). Plant Pathology: an advanced treatise. Vol. II. Academic Press. New York.

BARBETTI, M.J., KHANGURA, R.K. 1999. Developments for better management of blackleg disease in Western Australia. *Proceedings of the 11th Australian Research Assembly on Brassicas, Perth, WA 1997*. Perth, Australia: Agriculture Western Australia, 11–4.

BARNETT, H.L. & HUNTER, B.B. 1972. Illustrated genera of imperfect fungi. Third Ed. Burgess Publishing company, Minnesota. 235 pp.

BERNSTEIN, B., ZEHR, E.I., DEAN, R.A. and SHABI E. 1995. Characteristics of *Colletotrichum* from peach, apple, pecan, and other hosts. *Plant Dis.* (79): 478-482.

BETRAND B., RAMIREZ G., TOPART P., ANTHONY F. Resistance of cultivated coffee (*Coffea arabicida* and *C. canephora*) trees to corky-root caused by *Meloidogyne arabicida* and *Fusarium oxysporum*, under controlled and field conditions. *Cropo.* 21: 713-719.

BILLING.E. 1987. Bacteria as plant Pathogens. Van Nostrand Reinhold Co. Ltd. en *Aspects of Microbiology*; 14. Reino Unido. 80 pp.

BLANCO, J.O. 1992. Enfermedades diagnosticadas en el cultivo de uchuva, *Physalis peruviana* L. *Agro-Desarrollo* 13: 7-12 pp.

BLANCO, J.O. 1993. Tipos de compuestos químicos que se utilizan en el control de las enfermedades de los cultivos. Programa de protección de Cultivos. Facultad de Agronomía. Universidad Pedagógica y tecnológica de Colombia. Tunja. 8 p.

BLANCO, J.O. 2000. Manejo de Enfermedades. En Producción, poscosecha y exportación de la Uchuva. 57-65 pp.

BOKOR A, BARBETTI MJ, BROWN AGP, MACNISH GC, WOOD P, MC R, 1975. Blackleg of rapeseed. *Journal of Agriculture of Western Australia* 16: 7-10.

BRADBURY, J.F. 1986. Guide to Plant Pathogenic Bacteria. CAB, International Mycological Institute. pp. 1-6.

BRODEUR C., BOURGEOIS, G. 2000. Cercospora leaf blight of carrot Control strategies. Horticultural R & D Centre. 1-4.

BUCHANAN, R.E. & GIBBONS, E.E. (eds.) 1974. Bergey's Manual of Determinative Bacteriology, 8th. Ed. The Williams and Wilkins Co., Baltimore 1268 pp.

CASTAÑO.J., DEL RIO.L., 1997. Manual para el Diagnóstico de Hongos, Bacterias, Virus y Nemátodos Fitopatógenos. Tercera edición. Zamorano, Honduras: Zamorano Academia Press. 210 pp.

CEDEÑO, L., MOHALI, S., y PALACIOS Prü, E. 1993. Antracnosis causada por dos cepas de *Glomerella cingulata* en frutos de parchita. *Fitopatol. Venez.* (6): 30-33.

CHRISTIE, J.R. 1986. Nematodos de los Vegetales. Su ecología y control. Ed Limusa S.A. México. 62, 124p.

CIP (Centro internacional de la papa). 1980. Compendio de enfermedades de la papa. CIP, Lima. 165 p.

CIP (Centro internacional de la papa). 1996. Principales enfermedades, nematodos e insectos de la papa. Ministerio de Agricultura, Servicio Nacional de Sanidad Agraria, Lima. 108 p.

CRFG. 1997. "Cape gooseberry *Physalis peruviana* L. ", en California Rare Fruit Growers, Inc., 3.

DAUB, M.E. & EHRENSHAFT, M. 2000. The photoactivated cercospora toxin cercosporin: contributions to plant disease and fundamental biology. Annu. Rev. Phytopathol. 38: 461–490.

DHYNGRA, O.D., Sinclair, B.J. 1995. Basic Plant Pathology Methods. CRC Press. 434 p

DICKINSON. C.H., 1987. Patología Vegetal y Patógenos de Plantas. Noriega Editores, Blackwell Scientific Publications. México. 312 pp.

ELMER, W.H., MCGOVERN, R.J. 2004. Efficacy of integrating biologicals with fungicides for the suppression of Fusarium wilt of cyclamen. Cropro. 23: 909-914.

FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations). 1982. Fruit-bearing forest trees technical notes. Roma 140-143.

FISCHER, G., ANGULO, R. 1999. Los Frutales de clima frío en Colombia. "La Uchuva". Ventana al campo andino 2: 3-6.

FISCHER, G., FLÓREZ. V., SORA. A., 2000. Producción, Poscosecha y Exportación de la Uchuva (*Physalis peruviana L.*) Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Agronomía. 175 pp.

FISCHER. G. 2000. Crecimiento y desarrollo. En Producción, poscosecha y exportación de la Uchuva. 9-25 pp.

FISCHER, G., MIRANDA, D., PIEDRAHITA W. ROMERO J. 2005. Avances en cultivo, poscosecha y exportacion de la Uchuva (*Physalis peruviana L.*) en Colombia. Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Agronomia. Unibiblos.

FITT, B. D., GLADDERS, P., TURNER, J.A., SUTHERLAND, K.G., WELHAM, S. J., DAVIES, J.L., 1997. Prospects for developing a forecasting scheme to optimise use of fungicides for disease control on winter oilseed rape in the UK. *Aspects of Applied Biology* 48: 135–142.

FORERO DE LA-ROTTA, M. C. y QUEVEDO, K. 2005. Marchitamiento vascular en Uchuva *Physalis floridana L.* ocasionada por *Fusarium oxysporum*. En: Resúmenes XXVI Congreso de Ascolfi. Bogota Octubre 5-7. 70p.

FRENCH, E. R. Y HERRERA, I. A. 1971. La marchitez bacteriana de la papa. Divulgación N° 34, Centro Internacional de la Papa, Lima, Perú.5 pp.

GARIBALDI, A. LENTO G. y ROSSI, G. 1986. Indagine sulla diffusione dei patotipi di *Fusarium oxysporum* f. sp *dianthi* nelle colture di anticolen liguri. *Panorama Floricolo*. 11:1-4.

GLADDERS, P & MUSA, T.M. 1980. Observations on the epidemiology of *L. maculans* stem canker in winter oilseed rape . *Plant Pathology* 29:28- 37.

GOTO, M. 1990. Fundamentals of Bacterial Plant Pathology. Academic Press, New York. 341 p.

HALL, R. PETERS, R. D., ASSABGUI, R. A. 1993. Occurrence and impact of blackleg of oilseed rape in Ontario. *Canadian Journal of Plant Pathology* 15: 305-313.

HEINZE, W., MIDASCH, M. 1991. Photoperiodische Reaction von *Physalis peruviana* L. *Gartenbauwissenschaft* 56 (6): 262-264 pp.

JAMESON JD. 1970. *Agriculture in Uganda*. 2nd edn. Oxford: Oxford. University Press, 116-276.

KLINAC, D.J.1986. Cape gooseberry (*Physalis peruviana* L.) productions systems. *Journal of Experimental Agriculture* 14: 425-430 pp.

KUYAMA, S., AND T. TAMURA. 1957. Cercosporin. A pigment of *Cercospora kikuchii* Matsumoto et Tomoyasu. I. Cultivation of fungus, isolation and purification of pigment. *J. Am. Chem. Soc.* 79:5725–5726.

LAMBERTI, F., TAYLOR, C. E. 1979. Root-Knot Nematodes (*Meloidogyne species*) Systematic, Biology and Control. Academic Press, London, 447pp

LEGGE, A.P., 1974. “ Notes on the history, cultivation and uses of *Physalis peruviana* L.” *En Journal of the Royal Horticultural Society*, pp. 310-314.

LLÁCER. G., LÓPEZ. M. M., TRAPERO. A., BELLO. A., 1997. Patología Vegetal. Tomos I y II. Grupo Mundi prensa, Madrid, España. Sociedad española de Fitopatología. 695 pp.

LOPEZ, S. 1978. Un nuevo cultivo de alta rentabilidad. La uvilla o uchuva (*Physalis peruviana L.*). Revista Esso Agrícola 25 (2): 21-28 pp.

LOZANO, J. C., BOOTH, R.H. 1974. Diseases of cassava (*Manihot esculenta Crantz*). *Pans* 20: 30-54.

MAI, W.F & H.H. LYON. 1975. Pictorial key to genera of plant-parasitic nematodes. Cornell University Press, Ithaca, 219p.

MARTIN, C. & FRENCH, E. R. 1985. La marchitez bacteriana de la papa: *Pseudomonas solanacearum*. (Boletín de Información Técnica 13). 2° ed. Lima, Centro Internacional de la Papa. Lima, Perú. 16 pp.

MAYEA. S., PADRÓN. J., 1983. Bacterias y Hongos Fitopatógenos. Ed. Pueblo y Educación. La Habana, Cuba. 233 pp.

MOLINA, V. 1976. Reconocimiento e Identificación de Ustilaginales en Colombia. Seminario de Tesis, Programa de Estudios para Graduados en Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Colombia. ICA. Bogota.

NATIONAL RESEARCH COUNCIL. 1989. Goldenberry (Cape gooseberry) en Lost crops of the incas. National Academy Press, Washington D.C. 241 – 251 pp.

NELSON, P.E. 1964. Carnation a symptomless carrier of *Fusarium*

oxysporum f. sp *dianthi*. Phytopathology. 54: 323-329.

NICHOLSON, R. L., EPSTEIN, L. 1991. Adhesion of fungi to the plant surface : prerequisite for pathogenesis. In: The fungal Spore and Disease Initiation in Plants and Animals. Cole, G.T., Hoch, H.C., eds. Plenum, Press, New York, pp. 2-23.

NICKLE, W. R. 1991. Manual of Agricultural Nematology. Marcel Decker inc., New York, 1035 pp.

NOVAL, C. 1991. Género *Xanthomonas*. pp. 282-312. In: Manual de Laboratorio. Diagnóstico de hongos, bacterias y nematodos fitopatógenos. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Dirección General de Sanidad de la Producción Agrícola. Madrid.

PAGE, G.L., BRIGDE, J. 1985. Observations on *Pasteuria penetrans* as a parasite of *Meloidogyne acronera*. Nematologica, 31:238-240.

PARRY, D.W. 1990. The incidence of *Fusarium so*. In stem bases of selected crops of winter wheat in the Midlands, UK. Plant Pathology. 39:619-622.

PAUL, V. H & RAWLINSON, C. J. 1992. *Diseases and Pests of Rape*. Gelsenkirchen-Buer, Germany: Verlag Th. Mann.

PENAUD, A., JAIN, L., POISSON, B., BALESDENT M-H, PÉRÈS, A. 1999. Structure of populations of *Leptosphaeria maculans* in France. Proceedings of the 10th International Rapeseed Congress, September 26–29 1999, Canberra, Australia. En : <http://www.regional.org.au>. Consulta: junio 2006.

PÉRÈS A, POISSON B, 1997. Phoma du colza: avancées en épidémiologie. *CETIOM – Oléoscope* 40: 37–40.

PÉRÈS, A., POISSON, B., LE SOURNE, V., MAISONNEUVE, C. 1999. *Leptosphaeria maculans*: effect of temperature, rainfall and humidity on the formation of pseudothecia. Proceedings of the 10th International Rapeseed Congress, 1999. Canberra, Australia
<http://www.regional.org.au/papers/index.htm>

PEREZ, A. 1986. Plantas útiles de Colombia. Editorial, Sucesores Vadeneira, Madrid. 707 – 708 pp.

PETTITT, T.R., PARRY, D.W. and POLLEY, R.W. 1996. Effect of temperature on the incidence of nodal foot rot symptoms in winter wheat crops in England and Wales caused by *Fusarium culmorum* and *Microdochium nivale*. *Agric. For. Meteorol.* 79: 233-242.

PETRIE, G. A. 1978. Occurrence of a highly virulent strain of blackleg (*Leptosphaeria maculans*) . *Canadian Plant Disease Survey* 58: 21-25.

PETRIE, G. A. 1986. Consequences of survival of *Leptosphaeria maculans* (blackleg) in canola stubble residue through an entire crop rotation sequence . *Canadian Journal of Plant Pathology* 8:353.

PETRIE, G.A. 1994. Effects of temperature and moisture on the number, size and septation of ascospores produced by *Leptosphaeria maculans* (blackleg) on rapeseed stubble . *Canadian Plant Disease Survey* 74:141-151.

PIZANO, M. 1997. How to manage and prevent carnation fusarium wilt. *Floraculture International* 7(3): 22-25.

POINAR, G.O. JR. 1983. The Natural History of Nematodos. Prentice Hall Inc., New Jersey, 323 pp.

POISSON, B. 1997. Etudes relatives à la maturation des périthèces de *Leptosphaeria maculans* sur les pailles de colza d'hiver nécrosées au collet. 5ème Conférence Sur les Maladies Des Plantes, Tours, France: 1997 . *ANPP* 1:345-352(in French) .

POLLEY, R. W. TURNER, J.A., COCKEDEL, V. ROBB, J. SCUDAMORE, K.A. SANDERS, M.F. y MAGAN, N. 1991. Surveys of diseases of winter wheat in England, Wales and Scotland, 1989 and 1990. Home-Grown Cereals Authority Project Report 39.

RAO, V. G. Y SUBRAMONIAM, V.A. 1976. A new post-harvest disease of cape-gooseberry. En journal of the University of Bombay 45:58-61 pp.

REEVES, J.C. and WRAY, M.W. 1994. Seed testing and seed treatment in the control of cereal seed-borne disease. Pages 37-46, In: Seed treatment: Progress and prospects, BCPC Monograph 57. BCPC Publications, Croydon, UK.

ROMERO, R. 1991. Frutas silvestres de Colombia, instituto Colombiano de Cultura Hispánica, Bogota. 458 – 460 pp.

SANCHÉZ, J de J. 1978. Estudio de enfermedades fungosas en Uchuva *Physalis peruviana* en el municipio de Tunja.

SCHAAD, N.W. 1988. Laboratory guide for identification of plant pathogenic bacteria, 2nd, ed. Minnesota, APS Press. 164 p.

SHARMAN, N. Y KHAN, M. 1978. fruit rots of cape-gooseberry. *Indian Phytopatology* 31: 513-514 pp.

SUSLOW, T., SCHROTH y M. ISAKA.1982. Aplicacion of a rapid method for gram differentiation of plant pathogenic and saprophytic bacteria without. *Phythopathology* 72:917-918.

TERRY, E. R., OYEKAN, J.O. 1976. Cassava diseases of Africa reviewed. *SPAN* 19: 116-118.

URQUIJO, P. SARDINA, J.R. y SANTA OLALLA, G. 1971. Patología vegetal Agrícola. 2^{da} edición. Mundi Prensa. Madrid, España. 755 p.

VERHEIJ, E.W.M., CORONEL, R.E., 1991. Plant resources of South-East Asia. Editorial Pudoc Wageningen, pp 254-256.

WEBSTER, J.M. 1972. Economic Nematology. Academia Press, London, New York, 563 pp.

WEST, J. S., BIDDULPH, J. E., FITT, B. L., GLADDERS, P., 1999. Epidemiology of *Leptosphaeria maculans* in relation to forecasting stem canker severity on winter oilseed rape in the UK. *Annals of Applied Biology* 135:535–546.

WEST, J.S., KHARBANDA, P.D., BARBETTI, M.J., FITT, B.L. 2001. Epidemiology and management of *Leptosphaeria maculans* (phoma stem canker) on oilseed rape in Australia, Canada and Europe. *Plant Pathology* 50: 10–27.

WOODWARD, F.I. 1988. Temperature and the distribution of plant species. Pages 59-75, In: Symposium of the Society of Experimental Biologists Vol XXXII, eds S.P. Long and F.I. Woodward. Company of Biologists, Cambridge, UK.

ZAPATA, J. L.; A. SALDARRIAGA; M. LONDOÑO y C. DIAZ. 2002. Manejo del cultivo de la uchuva en Colombia. Boletín técnico 14. Corpoica. C:l: La Selva, Rionegro, Antioquia, 40p.

ZHOU, Y., FITT, B.L., WELHAM. S.J., GLADDERS, P., SANSFORD, C.E., WEST, J.S. 1999. Effects of severity and timing of stem canker (*Leptosphaeria maculans*) symptoms on yield of winter oilseed rape (*Brassica napus*) in the UK. *European Journal of Plant Pathology* 105: 715–728.

12. ANEXOS

12.1. ANEXO I. MEDIOS DE CULTIVO UTILIZADOS

AGAR NUTRITIVO (AN)

- 28 g de agar nutritivo
- 1 L de agua destilada

Se mezclan los componentes, calentar hasta homogenizar, finalmente autoclavar a 121°C 15 Lb de presión durante 15 minutos.

AGAR PAPA DEXTROSA

- 39 g de PDA
- 1 L de agua destilada

Se mezclan los componentes, calentar hasta homogenizar, finalmente autoclavar a 121°C 15 Lb de presión durante 15 minutos.

MEDIO V8

- | | |
|---------------------|---------|
| • Jugo V8* | 200 ml |
| • Agua Destilada | 1000 ml |
| • Agar-Agar | 20 g |
| • CaCO ₃ | 3 g |

Se mezclan los componentes, calentar hasta homogenizar, finalmente autoclavar a 121°C 15 Lb de presión durante 15 minutos.

* El jugo de Verduras V8 contiene: Jugo de Tomates, zanahoria, espinaca, lechuga, apio, habichuela, perejil, sal vitamina C, saborizantes y ácido cítrico y se distribuye comercialmente ya preparado.

12.2. ANEXO II. Datos de Incidencia en Viveros

CUADRO 1. Incidencia de enfermedades en plántulas de uchuva según una evaluación en 5 viveros y 25 plantas por vivero

Enfermedad	Tercio	Incidencia	Diferencia entre viveros
Carbón Inicial (<i>Entyloma australe</i>)	Inferior	4	
	Medio	13,6	*
	Alto	12,8	*
Carbón Avanzado (<i>Entyloma australe</i>)	Inferior	0	
	Medio	0,8	
	Alto	0,8	
<i>Fusarium oxysporum</i>	Enfermedad Sistémica	0,8	

CUADRO 2. Estadísticas de Incidencia (proporciones) de algunas enfermedades de las plántulas de uchuva en cinco viveros

Vivero	Enfermedad	Tercio	Plántulas	Incidencia	Desviación estándar	Valor mínimo	Valor máximo
1	Carbón Inicial	Inferior	1	0,2500	,	0,2500	0,2500
1	Carbón inicial	Medio	2	0,1833	0,0236	0,1667	0,2000
1	Carbón inicial	Superior	1	0,2000	,	0,2000	0,2000
1	<i>Fusarium oxysporum</i>	InferiorMedioSuperior	1	1,0000	,	1,0000	1,0000
2	Carbón inicial	Inferior	1	0,5000	,	0,5000	0,5000
2	Carbón inicial	Medio	4	0,3375	0,1377	0,2000	0,5000
2	Carbón inicial	Superior	2	0,3500	0,2121	0,2000	0,5000
3	Carbón inicial	Medio	1	0,1667	,	0,1667	0,1667
3	Carbón inicial	Superior	1	0,6000	,	0,6000	0,6000
3	<i>Fusarium oxysporum</i>	InferiorMedioSuperior	1	1,0000	,	1,0000	1,0000
4	Carbón inicial	Medio	2	0,4167	0,1179	0,3333	0,5000
4	Carbón inicial	Superior	3	0,3889	0,0962	0,3333	0,5000
4	Carbón avanzado	Medio	1	0,2000	,	0,2000	0,2000
4	Carbón avanzado	Superior	1	0,1667	,	0,1667	0,1667
5	Carbón inicial	Inferior	3	0,7222	0,2546	0,5000	1,0000
5	Carbón inicial	Medio	8	0,5375	0,2697	0,2500	1,0000
5	Carbón inicial	Superior	9	0,4370	0,2502	0,1667	1,0000

12.3. ANEXO III. Porcentaje de incidencia de algunas enfermedades de la planta de uchuva en dos zonas productoras de Cundinamarca, por estructura vegetal y tercio de la planta.

Enfermedad	Estructura	Tercio	Granada	Sabana	Valor P	
<i>Cercospora sp. 1</i>	Hojas	Inferior	10,5	4	0,0007	*
<i>Cercospora sp. 1</i>	Hojas	Medio	12,5	13,71	0,6225	
<i>Cercospora sp. 1</i>	Hojas	Superior	2,25	4	0,1655	
<i>Cercospora sp. 1</i>	Capacho	Inferior	0,5	1,14	0,3242	
<i>Cercospora sp. 1</i>	Capacho	Medio	1,75	4	0,0624	
<i>Cercospora sp. 1</i>	Capacho	Superior	0	2,86	0,0007	*
<i>Cercospora sp. 1</i>	Tallo	Inferior	0,25	0	0,3493	
<i>Cercospora sp. 1</i>	Tallo	Medio	0,75	0,57	0,7643	
<i>Cercospora sp. 1</i>	Tallo	Superior	0	0,29	0,2847	
<i>Cercospora sp. 1</i>	Ramas	Inferior	0,25	0	0,3493	
<i>Cercospora sp. 1</i>	Ramas	Medio	0,25	0	0,3493	
<i>Cercospora sp. 1</i>	Ramas	Superior	0	0	1	
<i>Cercospora sp. 1</i>	Ramitas	Inferior	0	0	1	
<i>Cercospora sp. 1</i>	Ramitas	Medio	0	0	1	
<i>Cercospora sp. 1</i>	Ramitas	Superior	0	0	1	
<i>Cercospora sp. 2</i>	Hojas	Inferior	7,75	2,57	0,0016	*
<i>Cercospora sp. 2</i>	Hojas	Medio	10,5	7,43	0,1439	
<i>Cercospora sp. 2</i>	Hojas	Superior	0,75	1,43	0,3668	
<i>Cercospora sp. 2</i>	Capacho	Inferior	0,75	0	0,1045	
<i>Cercospora sp. 2</i>	Capacho	Medio	0,5	0	0,1853	
<i>Cercospora sp. 2</i>	Capacho	Superior	0	0	1	
<i>Cercospora sp. 2</i>	Tallo	Inferior	0	0	1	
<i>Cercospora sp. 2</i>	Tallo	Medio	0	0,29	0,2847	
<i>Cercospora sp. 2</i>	Tallo	Superior	0	0	1	
<i>Cercospora sp. 2</i>	Ramas	Inferior	0	0	1	
<i>Cercospora sp. 2</i>	Ramas	Medio	0	0	1	
<i>Cercospora sp. 2</i>	Ramas	Superior	0	0	1	
<i>Cercospora sp. 2</i>	Ramitas	Inferior	0	0	1	
<i>Cercospora sp. 2</i>	Ramitas	Medio	0	0	1	

<i>Cercospora sp. 2</i>	Ramitas	Superior	0	0	1	
<i>Phoma sp.</i>	Hojas	Inferior	0,75	7,71	0	*
<i>Phoma sp.</i>	Hojas	Medio	2,25	26	0	*
<i>Phoma sp.</i>	Hojas	Superior	0,5	5,43	0,0001	*
<i>Phoma sp.</i>	Capacho	Inferior	0	2,29	0,0024	*
<i>Phoma sp.</i>	Capacho	Medio	1,25	8,57	0	*
<i>Phoma sp.</i>	Capacho	Superior	0	1,71	0,0086	*
<i>Phoma sp.</i>	Tallo	Inferior	0	0,57	0,1301	
<i>Phoma sp.</i>	Tallo	Medio	1,25	0,86	0,6013	
<i>Phoma sp.</i>	Tallo	Superior	0,25	0	0,3493	
<i>Phoma sp.</i>	Ramas	Inferior	0	0,29	0,2847	
<i>Phoma sp.</i>	Ramas	Medio	0,5	2,57	0,0186	*
<i>Phoma sp.</i>	Ramas	Superior	0	0,86	0,0635	
<i>Phoma sp.</i>	Ramitas	Inferior	0	1,14	0,032	*
<i>Phoma sp.</i>	Ramitas	Medio	0,5	3,14	0,0057	*
<i>Phoma sp.</i>	Ramitas	Superior	0	0,57	0,1301	
Carbón	Hojas	Inferior	1,75	5,14	0,0098	*
Carbón	Hojas	Medio	7,75	7,14	0,7523	
Carbón	Hojas	Superior	2,25	0,86	0,1294	
Carbón	Capacho	Inferior	0	0	1	
Carbón	Capacho	Medio	0	0	1	
Carbón	Capacho	Superior	0	0	1	
Carbón	Tallo	Inferior	0	0	1	
Carbón	Tallo	Medio	0	0	1	
Carbón	Tallo	Superior	0	0	1	
Carbón	Ramas	Inferior	0	0	1	
Carbón	Ramas	Medio	0	0	1	
Carbón	Ramas	Superior	0	0	1	
Carbón	Ramitas	Inferior	0	0	1	
Carbón	Ramitas	Medio	0	0	1	
Carbón	Ramitas	Superior	0	0	1	
Carbón Avanzado	Hojas	Inferior	4,75	8,86	0,0245	*
Carbón Avanzado	Hojas	Medio	4,75	8,57	0,0346	*
Carbón Avanzado	Hojas	Superior	0,5	0,57	0,8934	
Carbón Avanzado	Capacho	Inferior	0	0	1	

Carbón Avanzado	Capacho	Medio	0	0	1	
Carbón Avanzado	Capacho	Superior	0	0	1	
Carbón Avanzado	Tallo	Inferior	0	0	1	
Carbón Avanzado	Tallo	Medio	0	0	1	
Carbón Avanzado	Tallo	Superior	0	0	1	
Carbón Avanzado	Ramas	Inferior	0	0	1	
Carbón Avanzado	Ramas	Medio	0	0	1	
Carbón Avanzado	Ramas	Superior	0	0	1	
Carbón Avanzado	Ramitas	Inferior	0	0	1	
Carbón Avanzado	Ramitas	Medio	0	0	1	
Carbón Avanzado	Ramitas	Superior	0	0	1	
Bacteria	Hojas	Inferior	0	0	1	
Bacteria	Hojas	Medio	0,75	0	0,1045	
Bacteria	Hojas	Superior	0,5	0	0,1853	
Bacteria	Capacho	Inferior	0	0	1	
Bacteria	Capacho	Medio	0	0	1	
Bacteria	Capacho	Superior	0	0	1	
Bacteria	Tallo	Inferior	0	0	1	
Bacteria	Tallo	Medio	0	0	1	
Bacteria	Tallo	Superior	0	0	1	
Bacteria	Ramas	Inferior	0	0	1	
Bacteria	Ramas	Medio	0	0	1	
Bacteria	Ramas	Superior	0	0	1	
Bacteria	Ramitas	Inferior	0	0	1	
Bacteria	Ramitas	Medio	0	0	1	
Bacteria	Ramitas	Superior	0	0	1	
<i>Fusarium sp</i>	Hojas	Inferior	38,25	4,86	0	*
<i>Fusarium sp</i>	Hojas	Medio	38,25	5,14	0	*
<i>Fusarium sp</i>	Hojas	Superior	38,25	4,57	0	*
<i>Fusarium sp</i>	Capacho	Inferior	38,25	4,86	0	*
<i>Fusarium sp</i>	Capacho	Medio	38,25	5,14	0	*
<i>Fusarium sp</i>	Capacho	Superior	38,25	4,57	0	*
<i>Fusarium sp</i>	Tallo	Inferior	38,25	4,86	0	*
<i>Fusarium sp</i>	Tallo	Medio	38,25	5,14	0	*
<i>Fusarium sp</i>	Tallo	Superior	38,25	4,57	0	*

<i>Fusarium sp</i>	Ramas	Inferior	38,25	4,86	0	*
<i>Fusarium sp</i>	Ramas	Medio	38,25	5,14	0	*
<i>Fusarium sp</i>	Ramas	Superior	38,25	4,57	0	*
<i>Fusarium sp</i>	Ramitas	Inferior	38,25	4,86	0	*
<i>Fusarium sp</i>	Ramitas	Medio	38,25	5,14	0	*
<i>Fusarium sp</i>	Ramitas	Superior	38,25	4,57	0	*
Nematodos	Hojas	Inferior	0	1,71	0,0086	*
Nematodos	Hojas	Medio	0	1,71	0,0086	*
Nematodos	Hojas	Superior	0	1,71	0,0086	*
Nematodos	Capacho	Inferior	0	1,71	0,0086	*
Nematodos	Capacho	Medio	0	1,71	0,0086	*
Nematodos	Capacho	Superior	0	1,71	0,0086	*
Nematodos	Tallo	Inferior	0	1,71	0,0086	*
Nematodos	Tallo	Medio	0	1,71	0,0086	*
Nematodos	Tallo	Superior	0	1,71	0,0086	*
Nematodos	Ramas	Inferior	0	1,71	0,0086	*
Nematodos	Ramas	Medio	0	1,71	0,0086	*
Nematodos	Ramas	Superior	0	1,71	0,0086	*
Nematodos	Ramitas	Inferior	0	1,71	0,0086	*
Nematodos	Ramitas	Medio	0	1,71	0,0086	*
Nematodos	Ramitas	Superior	0	1,71	0,0086	*