

**ETIOLOGÍA DE PROBLEMAS RADICALES DE LULO (*Solanum quitoense*) EN
LA ZONA NORTE DEL DEPARTAMENTO DE NARIÑO**

JESÚS LEANDRO BURBANO BARBOZA
WALTER MANOLO GAVIRIA DELGADO

UNIVERSIDAD DE NARIÑO
FACULTAD DE CIENCIAS AGRÍCOLAS
INGENIERIA AGRONOMICA
PASTO - COLOMBIA
2004

**ETIOLOGÍA DE PROBLEMAS RADICALES DE LULO (*Solanum quitoense*) EN
LA ZONA NORTE DEL DEPARTAMENTO DE NARIÑO**

JESÚS LEANDRO BURBANO BARBOZA
WALTER MANOLO GAVIRIA DELGADO

TESIS DE GRADO PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL PARA OPTAR
AL TITULO DE INGENIERO AGRONOMO

PRESIDENTE DE TESIS
I.A. M.Sc. CARLOS ARTURO BETANCOURTH

UNIVERSIDAD DE NARIÑO
FACULTAD DE CIENCIAS AGRÍCOLAS
INGENIERIA AGRONOMICA
PASTO - COLOMBIA
2004

APROBACIÓN

El trabajo de tesis desarrollado bajo el nombre de "*ETIOLOGÍA DE PROBLEMAS RADICALES DE LULO (Solanum quitoense) EN LA ZONA NORTE DEL DEPARTAMENTO DE NARIÑO*", presentado como requisito parcial para optar el título de Ingeniero Agronomo, fue **APROBADO** por su director y el Jurado Calificador.

Atentamente,

I.A. M.Sc. Hernando Criollo Escobar
Delegado Comité Asesor

I.A. M.Sc. Claudia Salazar
Jurado de Tesis

Lic. Esp. Walter Vallejo
Jurado de Tesis

San Juan de Pasto, 23 de Noviembre del 2004.

Dedicado a:

Dios todo poderoso, a mis padres Manuel Burbano y Leonisa Barbosa.

Jesús Leandro Burbano Barboza

Dedicado a:

Mis padres José Carlos Gaviria y Doris Delgado Estrella
Mi Hermano Jimmy Gaviria

Walter Manolo Gaviria Delgado

AGRADECIMIENTOS

El Autor Jesús Leandro Burbano agradece a:

Manuel Burbano y Leonisa Barbosa, por haberme inculcado los valores y principios que me forjaron como una persona responsable, además por darme la posibilidad de ser un profesional.

Manuel, Martín y Alexis Burbano, por su apoyo incondicional en todo momento.

Martha N. Carrillo, por su colaboración y apoyo en estos últimos años.

Al I.A. M.Sc. Carlos Betancourth García, por su disposición y colaboración durante el desarrollo del proyecto.

Al I.A. M.Sc. Hernando Criollo, I.A. M.Sc. Claudia Salazar y Lic. Esp. Walter Vallejo, por la asesoría brindada en esta tesis.

Ingeniero Benjamín Sañudo, por su asistencia en el desarrollo de este trabajo.

Al estudiante Octavio Guevara, por su colaboración en el transcurso de la investigación.

A las personas que directa o indirectamente me colaboraron para poder culminar este trabajo de grado.

AGRADECIMIENTOS

El Autor Walter Manolo Gaviria agradece a:

Al I.A. M.Sc. Carlos Betancourth García, por su disposición y colaboración durante el desarrollo de la investigación.

Al I.A. M.Sc. Hernando Criollo, I.A. M.Sc. Claudia Salazar y Lic. Esp. Walter Vallejo, por la asesoría brindada en esta tesis.

Ingeniero Benjamín Sañudo, por su asistencia en el desarrollo de este trabajo.

Manuel y Martín Burbano, por su disposición de colaboración.

Martha N. Carrillo, por su colaboración y apoyo en la ejecución del trabajo.

Al estudiante Octavio Guevara, por su colaboración en el transcurso de la investigación.

A las personas que directa o indirectamente me colaboraron para poder culminar este trabajo de grado.

CONTENIDO

	pág.
INTRODUCCIÓN	19
1. MARCO TEÓRICO	20
1.1 ENFERMEDADES DEL LULO	20
1.1.1 Pudrición algodonosa de Tallo	20
1.1.2 La mona	21
1.1.3 Antracnosis de los frutos	22
1.1.4 Virus del amarillamiento intervenal del lulo	22
1.1.5 Gota	23
1.1.6 Manchas de las hojas	23
1.1.7 Manchas foliares por <i>Alternaria</i>	23
1.1.8 Pudriciones radicales	23
1.2 PATÓGENOS CAUSANTES DE ENFERMEDADES RADICALES	24
1.2.1 <i>Pythium</i>	24
1.2.2 <i>Phytophthora</i>	24
1.2.3 <i>Rhizoctonia</i>	25
1.2.4 <i>Fusarium</i>	25

1.2.5 <i>Alternaria</i>	26
2. DISEÑO METODOLÓGICO	27
2.1 LOCALIZACIÓN	27
2.2 DESCRIPCIÓN DE SÍNTOMAS	27
2.3 RECOLECCIÓN DE MUESTRAS Y DETERMINACIÓN DE INCIDENCIA	27
2.4 TRANSPORTE DE MUESTRAS	28
2.5 AISLAMIENTO, PURIFICACIÓN E IDENTIFICACIÓN DE HONGOS	28
2.5.1 Aislamiento	28
2.5.2 Purificación	28
2.5.3 Identificación	28
2.6 AISLAMIENTO DE BACTERIAS	29
2.6.1 Aislamiento	29
2.7 PRUEBAS DE PATOGENICIDAD	29
2.7.1 Material vegetal	29
2.7.2 Inóculo	29
2.7.3 Inoculación	30
2.7.4 Inoculación por inyección	30

2.7.5 Evaluación de síntomas	30
2.7.6 Reaislamiento	30
3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	31
3.1 DESCRIPCIÓN DE SÍNTOMAS EN CAMPO	31
3.2 AISLAMIENTO DE BACTERIAS	32
3.3 AISLAMIENTO, PURIFICACIÓN E IDENTIFICACIÓN DE HONGOS	32
3.3.1 Aislamiento	32
3.3.2 Purificación	32
3.3.3 Identificación	33
3.3.3.1 <i>Fusarium sp.</i>	33
3.3.3.2 <i>Colletotrichum sp.</i>	35
3.3.3.3 <i>Nigrospora sp.</i>	37
3.3.3.4 <i>Alternaria sp.</i>	39
3.3.3.5 <i>Phoma sp.</i>	40
3.4 PRUEBAS DE PATOGENICIDAD	42
3.4.1 Descripción de síntomas en invernadero	42
3.4.2 Reaislamiento	50
3.5 DETERMINACIÓN DE INCIDENCIA	50
4. CONCLUSIONES	52

RECOMENDACIONES	53
BIBLIOGRAFÍA	54
ANEXOS	56

LISTA DE FIGURAS

	pág.
Figura 1. Síntoma de marchitamiento por pudrición de raíz	31
Figura 2. Panorámica de un cultivo de lulo afectado por pudrición de raíz	32
Figura 3. Colonia blanca de <i>Fusarium</i>	33
Figura 4. Colonia rosada de <i>Fusarium</i>	33
Figura 5. Colonia rosada – púrpura de <i>Fusarium</i>	34
Figura 6. Estructuras de <i>Fusarium</i> al microscopio de luz – micelio del Hongo	34
Figura 7. Estructuras de <i>Fusarium</i> al microscopio de luz – Conidias	35
Figura 8. Colonia de <i>Colletotrichum</i>	35
Figura 9. Estructura al microscopio de luz de <i>Colletotrichum</i> – Setas de color Negro y Acérvulos	36
Figura 10. Estructura al microscopio de luz de <i>Colletotrichum</i> – Setas de color Negro y Acérvulos.	36
Figura 11. Colonia de <i>Nigrospora</i>	37
Figura 12. Estructura de <i>Nigrospora</i> al microscopio de luz – micelio	37
Figura 13. Estructura de <i>Nigrospora</i> al microscopio de luz - micelio y conidias	38
Figura 14. Estructura de <i>Nigrospora</i> al microscopio de luz – conidias	38
Figura 15. Colonia de <i>Alternaria</i>	39
Figura 16. Estructuras de <i>Alternaria</i> vistas al microscopio de luz – micelio y conidias	39
Figura 17. Estructuras de <i>Alternaria</i> vistas al microscopio de luz – conidias	40

Figura 18. Colonia de <i>Phoma</i>	40
Figura 19. Estructuras de <i>Phoma</i> al microscopio de luz – Picnidios	41
Figura 20. Estructuras de <i>Phoma</i> al microscopio de luz – Picnidios	42
Figura 21. Avance de la enfermedad hasta llegar a marchitamiento total - Plántulas	43
Figura 22. Avance de la enfermedad y necrosamiento de haces vasculares - Raíz	44
Figura 23. Síntomas de la enfermedad – Marchitamiento de Plántula	45
Figura 24. Síntomas de la enfermedad – Pudrición de Raíz	45
Figura 25. Síntomas de la enfermedad – Raíz	46
Figura 26. Necrosamiento de cuello y raíz – Estructura de la planta	47
Figura 27. Necrosamiento de cuello y raíz – Raíz	47
Figura 28. Necrosis de cuello y raíz principal – Planta	49
Figura 29. Necrosis de cuello y raíz principal – Raíz	49
Figura 30. Necrosis de cuello y raíz principal – Raíz	50

LISTA DE ANEXOS

	pág.
ANEXO A. Ruta de recolección de muestras	56
ANEXO B. Datos de pasaporte de muestras	57

GLOSARIO

ACÉRVULOS: cuerpos planos y discoides constituidos, por una masa chata de hifas septadas y de organización generalmente pseudoparenquimática, que originan conidióforos simples, cortos y en disposición paralela, llevando conidias.

AISLAMIENTO: proceso mediante el cual, a partir de tejido infectado, se obtienen colonias fungosas o bacteriales por siembra en medios de cultivos adecuados.

CONIDIAS: estructuras reproductivas asexuales características de la subdivisión deuteromycotina

CONIDIÓFOROS: hifa simple o ramificada que sale de una hifa somática y lleva en su ápice o en su lado una o más células conidiogénicas.

ESTROMA: estructura somática compacta, muy parecida a un colchón sobre el cual, o dentro de la cual se forman las fructificaciones.

FIALIDE: tipo de célula conidiógena que produce conidias blásticas de una manera basípeta, sin un aumento detectable de su longitud.

HIALINO: relativo al carácter incoloro de las estructuras de los hongos.

INCUBACIÓN: periodo comprendido entre la inoculación y la aparición de síntomas.

INCIDENCIA: relación porcentual entre el número de plantas afectadas por un patógeno y el número total de plantas.

INOCULACIÓN: llegada o puesta en contacto de un microorganismo con un tejido vegetal.

INÓCULO: mínima unidad infectiva (propágulo que inicia con una infección).

MICELIO: conjunto de filamentos o hifas que forman un cuerpo o soma.

PICNIDIOS: cuerpos globosos, ostiolados, con pared pseudoparenquimática, que en su interior llevan conidióforos y conidias, las cuales son liberadas a través del ostiolo.

PURIFICACIÓN: proceso en el que se obtienen colonias individuales puras de un microorganismo, mediante repetida siembras en medio de cultivo adecuado.

SEPTAS: división del micelio, tabiques que dividen el protoplasma celular del micelio de algunos hongos.

RESUMEN

Las mayores pérdidas del cultivo de lulo (*Solanum quitoense*) en el departamento de Nariño son los problemas fitosanitarios, entre los cuales sobresalen las pudriciones radicales de las cuales no se había reportado su etiología.

La razón del trabajo radica en primera instancia en identificar el agente causante de esta enfermedad, además describir los síntomas y determinar la incidencia como se presenta.

En campo se muestrearon plantas sintomáticas, de las cuales se tomó tejido infectado para realizar aislamiento de bacterias en agar nutriente y de hongos en PDA, de los que no se obtuvieron colonias bacteriales, mientras que se purificaron e identificaron cinco géneros de hongos correspondientes a *Fusarium*, *Alternaria*, *Nigrospora*, *Colletotrichum* y *Phoma*.

Las colonias fungosas fueron inoculadas individualmente en material sano de lulo, bajo condiciones de invernadero, inicialmente por inmersión de raíz, método que no reprodujo síntomas, posteriormente se realizó por inyección dirigida al cuello de la raíz, obteniendo de esta manera recuperación de síntomas.

Las cepas de *Fusarium* y *Alternaria* al ser inoculadas en las plantas recuperaron síntomas, se tomó tejido infectado y se realizó aislamiento, purificación e identificación, encontrando que los patógenos inoculados fueron reaislados, demostrando que estos parásitos son los agentes causantes de las pudriciones de raíz.

ABSTRACT

The highest losses of dall crop (*Solanum quitoense*) in Nariño Department are caused by phytosanitary problems, among them, the radical rots are distinguish. Wherever, your ethiology has not been registered.

In order to determine causal agent of this disease was carried on this investigation. Therefore, describing symptoms and incidence of it, thus do subsequent control strategies. Affect plants were sampled in field, from which infected tissues were take to do bacteria and fungi insolation.

Five genera of fungi beloning to *Fusarium*, *Alternaria*, *Nigrospora*, *Colletotrichum* and *Phoma* were purified and identified.

The fungi were individually inoculated in health plant under green house conditions by root inmmersion wich did not produced symptoms. After, other plants were inoculated by injection in root neek wich resulted in symptom recovery.

Reisolation showed two inoculated fungi, thus, in was to demonstrate that the fungi *Fusarium* and *Alternaria* are causal agents of radical root.

Aditional research are need to establish management programs of disease.

INTRODUCCIÓN

“El lulo (*Solanum quitoense*) conocido también como: naranjilla, naranjitas de quito, morelle de Quito, se encuentra en forma silvestre en zonas de clima medio a frío moderado”¹.

“En el departamento de Nariño, los municipios más productores son: San José de Alban, Chachagüi, Arboleda, La Unión, San Lorenzo, San Pedro de Cartago, Taminango, San Pablo, Colón y Cumbitara, con un área total de 304 Ha, y una producción de 579 toneladas durante el año 2001”².

En el departamento de Nariño la mayor causa de pérdida del cultivo de lulo son los problemas fitosanitarios, entre los cuales se destacan las pudriciones radicales, muchas de las cuales son hasta el momento de etiología desconocida y no se han establecido estrategias de manejo adecuadas para su control.

Por tal razón, se plantea la presente investigación, con el objetivo de identificar los agentes causantes de estas enfermedades y poder establecer propuestas de manejo acordes con la naturaleza de cada una.

En el presente trabajo se estudió de manera general la etiología de las pudriciones radicales del lulo en la zona norte de Nariño.

Al abordar el estudio de estas enfermedades, la identificación del agente(s) causante(s) primario(s) fue la prioridad, ya que de esta manera se esclareció si los patógenos asociados son los mismos para las diferentes zonas, dando así la posibilidad de ofrecerle al agricultor el establecimiento de una estrategia de manejo general, y además describir los síntomas de la enfermedad y la incidencia con que se presenta en cada zona.

¹ ESPINOZA URBINA, Jesús A., VILLAMIZAR VILLAMIZAR, Jesús Laureano y ANTOLINEZ VERA, Antonio. El cultivo del lulo. Cúcuta: SENA, 1990. p. 7.

² NARIÑO. SECRETARIA DE AGRICULTURA Y MEDIO AMBIENTE. Consolidado agropecuario, acuícola y pesquero. Pasto, 2001. p. 44.

1. MARCO TEÓRICO

Por tratarse de una investigación orientada a la identificación de patógenos en lulo, a continuación se hace una revisión de las diferentes enfermedades en este cultivo y patógenos radicales.

1.1 ENFERMEDADES

1.1.1 Pudrición algodonosa de tallo. Según Castañeda³ y Gómez Caicedo y Sánchez⁴ Esta enfermedad denominada también pudrición blanca es causada por el hongo *Sclerotinia sclerotiorum*, el cual ataca principalmente el tallo y las ramas. Es un saprófito facultativo habitante natural del suelo, sin embargo el mayor porcentaje de daño lo ocasiona en su parte aérea. “Su ataque se inicia en los cojines florales cuando la planta inicia su floración en cuyo caso se presenta el mayor porcentaje de daño, llegando a estimarse su incidencia en un 85%”⁴.

Sañudo et al.⁵, afirman que esta enfermedad es característica de épocas húmedas afectando el tallo principal y las ramas en donde hay áreas húmedas de color verde oscuro, las cuales se inician generalmente por un lado y luego se vuelven extensivas. Los tejidos afectados se cubren total o parcialmente con un micelio blanco denso, ocurriendo eventualmente una pudrición floral.

Para Gómez Caicedo y Sánchez⁴, el color verde normal de tallos y ramas empieza inicialmente tornándose de color café claro y posteriormente pasa a un color negro. En el interior y sobre los tejidos muertos se forman unos cuerpos duros, negros, irregulares y de diferente tamaño, correspondiendo a los esclerocios del agente causante.

³ CASTAÑEDA V., Hector Iván. El lulo o naranjilla: su cultivo, su conservación. Pereira, Colombia: sn, 1992. p. 47.

⁴ GOMEZ CAICEDO, Luis Eduardo Y SÁNCHEZ R., Martha Y. Manejo integrado de plagas y enfermedades.. En: FORERO, Tomás N. Manejo integrado del cultivo de lulo. Ibagué, Colombia: CORPOICA, 1999. p. 82.

⁵ SAÑUDO SOTELO, Benjamín et al. Introducción al manejo de frutales andino en la zona triguera baja de Nariño. Pasto, Colombia: Universidad de Nariño. 2002. p. 61.

“Estas estructuras de resistencia quedan completamente adheridas a la corteza del tallo, aún después de desaparecer el micelio blanco. La planta totalmente invadida termina por marchitarse, sus hojas se vuelven flácidas de color marrón oscuro y sus frutos secos y momificados”⁶.

Para su manejo se recomienda realizar las siguientes prácticas:

“Mantener una densidad adecuada de plantas, realizar oportunamente las podas y hacer inspecciones frecuentes en épocas de invierno”⁷.

“Cortar las ramas afectadas, podar hojas bajas, eliminar y quemar plantas totalmente afectas, evitar ocasionar heridas en labores de cultivo y aplicar funguicidas sistémicos a la base de la planta”⁶.

Para Sañudo et al.⁷, hacer una aplicación en la planta y en las vecinas con oxiclورو de cobre o benomyl es una buena práctica si el ataque sucede en el tallo principal, es conveniente erradicar la planta.

1.1.2 La mona. Para Gómez Caicedo y Sánchez⁶ este disturbio denominado así por la apariencia café rojiza de los órganos afectados es causado por el hongo *Cladosporium sp*; este organismo ataca principalmente flores, frutos, hojas y ramas. Produce deformaciones severas. Se ha observado que el ataque ocurre en plantas en floración y producción.

“La mona se caracteriza por cambiar el color normal de la pubescencia tanto del fruto como de las ramas y cojines florales, tornándolos marrón o café rojizo, dando la apariencia de vejez. Al remover la pubescencia se pueden observar frutos completamente sanos pero momificados y deformes”⁶.

“Las altas densidades de siembra proporcionan condiciones favorables para el establecimiento y desarrollo de esta enfermedad; además en épocas lluviosas alternadas por períodos de sequedad la enfermedad es más prevalente”⁶.

⁶ GOMEZ CAICEDO y SANCHEZ, Op. cit., p. 82.

⁷ SAÑUDO SOTELO et al., Op. cit., p. 61.

“El manejo óptimo de este disturbio está basado principalmente en las podas de formación y podas fitosanitarias. Así como las bajas densidades de siembra, la eliminación de órganos afectados y buen control de malezas”⁸.

1.1.3 Antracnosis de los frutos. El agente causante es *Gloeosporium sp.* frecuente en épocas de invierno afectando frutos en diferentes estados de desarrollo en los cuales aparecen lesiones pequeñas, redondeadas, húmedas, de coloración verde oscura y ligeramente hundidas, las que pronto toman un color café oscuro y se cubren con masas butirosas de color crema anaranjado. Las lesiones crecen y el interior de los frutos afectados se pudren totalmente, para ocurrir finalmente el secamiento y momificación de ellos, para Gómez Caicedo y Sánchez⁸, los síntomas aparecen por lo general hacia la base de la inserción con el pedúnculo, los tejidos lesionados se desintegran y aparecen zonas deprimidas de apariencia ulcerosa, causando la caída de los frutos.

“En cuanto a su manejo esta enfermedad es de fácil control, se deben eliminar frutos enfermos y quemarlos o enterrarlos para evitar la diseminación del patógeno, se deben realizar podas con el objeto de permitir mayor exposición al sol, racionalizar la densidad de poblaciones de plantas”^{8,9}, y “aplicar funguicidas protectores del tipo de los ditiocarbamatos”⁸.

1.1.4 Virus del amarillamiento intervenal del lulo. Esta enfermedad se manifiesta inicialmente en las hojas superiores, las cuales presentan un amarillamiento intervenal y una malformación del envés produciendo un encocamiento hacia abajo, además en las hojas enfermas se observa un ampollamiento del limbo y el típico mosaico característico de enfermedades virales.

Como consecuencia del ataque la planta detiene su desarrollo presentándose enanismo y la producción de flores y frutos es nula.

De acuerdo con estudios preliminares se ha determinado que el virus es transmitido por el áfido *Myzus persicae* y por injerto, sin embargo no es transmisible mecánicamente.

⁸ GOMEZ CAICEDO y SANCHEZ, Op. cit., p. 83.

⁹ SAÑUDO SOTELO et al., Op. cit., p. 61.

“Como medidas preventivas se recomienda arrancar y quemar las plantas infectadas y realizar un control químico de insectos chupadores”¹⁰.

1.1.5 Gota. “Es causada por *Phytophthora sp*, afecta severamente al lulo en inviernos abrigados. Se presentan necrosis húmedas extensivas y de color café oscuro en tallos, ramas, pecíolos, hojas, inflorescencias, racimos de frutos recién formados y en frutos desarrollados. Alrededor de las lesiones se presenta un crecimiento micelial tenue y blanquecino. En ocasiones puede afectar el tallo principal ocurriendo un estrangulamiento necrótico y húmedo que llega a causar el marchitamiento y muerte de la planta”¹¹.

“La penetración del patógeno se ve favorecida por exceso de humedad y por manejo deficiente del cultivo que causa debilitamiento de las plantas. Como medida de prevención se recomienda drenar el suelo en caso necesario realizar podas en forma indicada para prevenir ambientes demasiado húmedos y aplicar fungicidas con base en carbamatos en épocas de lluvia”¹².

1.1.6 Manchas de las hojas. “En algunas ocasiones, se presentan manchas húmedas en la lámina foliar debido a ataques de *Botrytis sp* y de *Gloeosporium sp* que generalmente ocasionan daños a nivel económico. En caso de que la incidencia sea alta, especialmente en tiempo lluvioso se recomienda aplicar un fungicida a base de maneb o mancozeb”¹².

1.1.7 Manchas foliares por *Alternaria*. “Se presenta sobre las hojas y frutos y se caracteriza por ser una pudrición seca. Este hongo ataca en forma esporádica y se controla con fungicidas a base de maneb”¹³.

1.1.8 Pudriciones radicales. Según Sañudo Sotelo¹⁴ en las zonas productoras de lulo en Nariño, principalmente en la zona norte (La Unión, San Lorenzo, San

¹⁰ GOMEZ CAICEDO y SÁNCHEZ, Op. cit., p. 83.

¹¹ SAÑUDO SOTELO et al., Op. cit., p. 62.

¹² CASTAÑEDA V., Op. cit., p. 47.

¹³ Ibid., p. 48.

¹⁴ ENTREVISTA con Benjamín Sañudo Sotelo, Ingeniero Agrónomo. San Juan de Pasto, 12 de diciembre de 2002.

Pedro de Cartago, Taminango, Arboleda), se vienen presentando una serie de problemas en el sistema radical, principalmente pudriciones que prosperan a un marchitamiento vascular ascendente del árbol, que hasta el año 2002 no se había determinado plenamente su agente(s) causante(s) y provocando pérdidas superiores al 30% en lotes con incidencias iguales.

“En la zona triguera baja de Nariño, las enfermedades del lulo son generalmente de origen fungoso, como las pudriciones radicales, que son frecuentes en suelos pesados con problemas de infiltración y drenaje interno. Las plantas afectadas demuestran amarillamiento y flacidez de las hojas a partir de las bajas, hasta que finalmente ocurre un marchitamiento total”¹⁵.

1.2 PATÓGENOS CAUSANTES DE ENFERMEDADES RADICALES

1.2.1 *Pythium*. “Puede ser responsable de ahogamiento en plántulas en suelos con escaso drenaje, es más abundante en suelos cultivados que en suelos naturales, es poco tolerante a la acidez”¹⁶. “Ataca raíces de plántulas y algunas veces la base del tallo, las áreas invadidas se tornan húmedas y descoloridas y pronto se debilitan”¹⁷.

“En lulo ocasiona una pudrición negra y húmeda de los extremos de las raíces, en raicillas produce una descomposición húmeda de la corteza, acompañada de un ennegrecimiento del leño”¹⁴.

1.2.2 *Phytophthora*. “La mayoría de especies de *Phytophthora* causan pudriciones en raíces y base del tallo en numerosas especies de plantas. Infecta plantas que primero muestran síntomas de sequía e inanición y entonces rápidamente se marchita y es susceptible al ataque de otros patógenos que causan la muerte de la planta”¹⁸.

¹⁵ SAÑUDO SOTELO et al., Op. cit., p. 60.

¹⁶ CASTILLO TOVAR, José. Micología General. México DC, México, Limusa. 1987. p. 62.

¹⁷ AGRIOS, George N. Plant pathology. 4 ed. New York: Academic Press, 1997. p. 266.

¹⁸ Ibid., p. 270.

“En áreas extensivas de raíces gruesas de lulo causa los mismos síntomas al ataque de *Pythium* en raicillas”¹⁹.

1.2.3 Rhizoctonia. “Forma en plántulas y en plantas maduras lesiones café-rojizas, que usualmente primero aparecen justo bajo la línea del suelo, en tiempo húmedo las lesiones aumentan en todas las direcciones y puede incrementar en tamaño y número para abarcar toda la base de la planta y las raíces. El resultado es un marchitamiento y amarillamiento y algunas veces la muerte de la planta”²⁰.

“*Rhizoctonia solani* ocasiona en lulo úlceras de diferentes tamaños a manera de lesiones hundidas húmedas y de color café oscuro en el cuello de la raíz”¹⁹.

1.2.4 Fusarium. Según Dickson y Lucas²¹ es un patógeno que causa problemas económicos importantes en la agricultura, vive dentro del ambiente del suelo y ataca el xilema.

“Plantas infectadas disminuyen su crecimiento, luego se marchitan y finalmente mueren”²². “Una pudrición húmeda y extensiva, de color café rojizo en la corteza de la base del tallo y cuello de la raíz en lulo es causada por *Fusarium solani*”¹⁹.

Además, *Fusarium oxysporum* es reportado por Huertas, Salazar y Varon²³, atacando el sistema radical, aprovechando las lesiones causadas por herramientas y nematodos.

La planta presenta las hojas bajas cloróticas y marchitas, en los tallos se pueden presentar áreas de color pardo en forma de parches que se desvanecen suavemente. “Al realizar cortes transversales en el cuello de la raíz y tallo, se observa una coloración morada oscura del sistema vascular a manera de anillo;

¹⁹ SAÑUDO SOTELO et al., Op. cit., p. 60.

²⁰ AGRIOS, Op. Cit. p. 290.

²¹ DICKINSON, C. H. y LUCAS, J. A. Patología vegetal y patógenos de plantas. México, Limusa, 1987. p. 72, 109.

²² AGRIOS, Op. Cit., p. 243.

²³ HUERTAS D., Carlos Alberto, SALAZAR V., Francisco y VARON DE AGUDELO, Francia. Manejo Integrado del Cultivo de Lulo (*Solanum quitoense*) en el Valle del Cauca. Palmira, Colombia: Boletín técnico ICA, 1999. p. 13.

este síntoma se manifiesta igualmente en raíces, ramas superiores y en el pecíolo de las hojas”²⁴.

1.2.5 *Alternaria*. Agrios²⁵, destaca que en general *Alternaria* afecta principalmente a hojas, tallos, flores y frutos de plantas anuales en particular de hortalizas y plantas de tomate, pero afecta también a ciertas partes de árboles como cítricos, manzanos, etc. Las lesiones del tallo en las plantas forman cánceres que pueden extenderse, cubrir el tallo y matar la planta, o si se forman cerca de la superficie del suelo, pueden desarrollarse y originar una pudrición del cuello.

“*Alternaria* se encuentra ocasionando pudrición negra de raíz en zanahoria (*A. radicina*), presentando lesiones cancras subsuperficiales negras en las raíces, se favorece con alta humedad en el suelo y temperaturas alrededor de 28°C”²⁶.

²⁴ HUERTAS, SALAZAR y VARON. Op. cit., p. 13.

²⁵ AGRIOS, George N. Fitopatología. México: Limusa, 1985. p. 353.

²⁶ LATORRE GUZMAN, Bernardo. Enfermedades de las plantas cultivadas. 5 ed. México: Alfaomega, 1999. p. 349.

2. DISEÑO METODOLÓGICO

2.1 LOCALIZACIÓN

El trabajo se realizó en la Universidad de Nariño, con una altura de 2488 msnm, latitud 1°14'3" Norte, longitud 77°17'7" Oeste, en condiciones de laboratorio con una temperatura promedio de 14°C y una humedad relativa de 70%; e invernadero con una temperatura promedio de 18°C.

2.2 DESCRIPCIÓN DE SINTOMAS

En cada una de las regiones donde se colectaron las muestras, se realizó una detallada descripción de los síntomas de cada una de las enfermedades registradas; tratando de diferenciar desde campo si se presentaba más de un problema patológico, teniendo como criterio primario la manifestación de síntomas característicos.

2.3 RECOLECCIÓN DE MUESTRAS Y DETERMINACIÓN DE INCIDENCIA

La ruta de colección de muestras fue: San Lorenzo con 3 sitios muestreados- Arboleda con 4 sitios muestreados –Cartago con 3 sitios muestreados y La Unión con 3 sitios muestreados (Anexo A).

En cada sitio muestreado se realizaron recorridos en zig-zag, tomando cuatro muestras de tejido radical sintomático (pudrición en diferentes estados de desarrollo de la enfermedad),

Hecho el recorrido (San Lorenzo, Arboleda, San Pedro de Cartago y La Unión) se evaluó la incidencia de la enfermedad en cada uno de los sitios muestreados tomando como base la siguiente fórmula propuesta por Van Der Plank²⁷:

$$\%Incidencia = \frac{N^{\circ} \text{ plantas afectadas}}{N^{\circ} \text{ total de plantas evaluadas}} \times 100$$

En el anexo B se presentan los datos de pasaporte de las muestras.

²⁷ VAN DER PLANK, J.E. Plant disease epidemics and control. New York: Academic Press, 1963. p. 110.

2.4 TRANSPORTE DE MUESTRAS

Los tejidos radicales con síntomas de pudrición se llevaron al laboratorio de microbiología de la Universidad de Nariño en bolsas plásticas, con un papel toalla humedecido en su interior, para evitar su deterioro. Cada muestra fue rotulada con los datos del sitio de recolección, variedad y tipo de síntoma, para posteriores procesos de aislamiento de patógenos.

2.5 AISLAMIENTO, PURIFICACIÓN E IDENTIFICACIÓN DE HONGOS

2.5.1 Aislamiento. De acuerdo a la propuesta de Agrios²⁸ de las muestras de tejido radical afectado se tomaron pedazos pequeños (5mm x 5mm; cortados con cuchilla), se desinfectaron en hipoclorito de sodio al 3 % por 2 minutos, luego se pasaron a enjuague en agua destilada durante un minuto y se procedió a su siembra en cajas de petri con agar, peptona y glucosa previamente acidificado con H₂SO₄ al 0.5 normal y esterilizado en autoclave en presencia de un mechero para evitar contaminación.

2.5.2 Purificación. Siguiendo con la metodología de Agrios²⁸ una vez realizada la siembra en el medio de cultivo, las cajas se llevaron a incubación a 20°C y cuando se observó la aparición de las primeras colonias, se procedió a repicar cada una de ellas en el mismo medio de cultivo para purificación de cada tipo de hongo.

2.5.3 Identificación. Una vez purificados los diferentes hongos se procedió a identificarlos. Para esta labor se montaron placas con las estructuras de los hongos y tiñéndolos con lactofenol para su observación al microscopio, tomando como criterios taxonómicos los propuestos por Alexopoulos, Mims, y Blackwell²⁹, y Sañudo et al.³⁰, donde se tuvo en cuenta la presencia del cuerpo del hongo (Micelio) y estructuras reproductivas (esporas y cuerpos fructíferos).

²⁸ AGRIOS, Plant pathology. Op. cit., p. 390.

²⁹ ALEXOPOULUS, C.J., MIMS, C.W. y BLACKWELL, M. Introductory Mycology. 4 ed. John. New York: Wiley & Sons. 1996. p. 20 – 100.

³⁰ SAÑUDO SOTELO, Benjamín et al. Fundamentos de micología agrícola. Pasto, Colombia, Universidad de Nariño. 2001. p. 57 – 114.

2.6 AISLAMIENTO DE BACTERIAS

2.6.1 Aislamiento. Al igual que en el procedimiento anterior de acuerdo con Agrios³¹ secciones del tejido (5mm x 5mm) afectado se desinfestaron en hipoclorito de sodio al 3% por 1 minuto y luego se enjuagaron en agua destilada por 1 minuto, cada fragmento de tejido se colocó en tubos de ensayo individuales con agua destilada por un período de 1 hora y haciendo una suave maceración, con el fin de que haya difusión de células bacteriales. Pasado este tiempo y con la ayuda de un asa bacteriológica inmersa en la suspensión, se hizo la siembra en cajas de petri con agar nutriente por medio de rayado superficial. Las cajas se llevaron a incubación a 25°C durante 72 horas.

2.7 PRUEBAS DE PATOGENICIDAD

2.7.1 Material vegetal. En el invernadero de la Universidad de Nariño, se sembraron a partir de semilla sexual plantas de lulo de la variedad septentrional; el sustrato fue suelo esterilizado. Las plantas fueron transplantadas en bolsas plásticas negras con capacidad de 2 Kg y fertilizadas cada dos meses con 5g de 15-15-15.

Las semillas provinieron de plantas sanas y productivas, del fruto se extrajo la pulpa que se fermentó durante 48 horas, luego se lavó y secó a la sombra, para así seleccionar las mejores semillas visualmente.

Se trabajó con dos edades de material vegetal para el tiempo de inoculación: de dos y tres meses de edad.

2.7.2 Inóculo. Obtenidas las colonias puras, se realizó un lavado micelial de cada cepa contenida en una caja petri, para la obtención del inóculo, que consistió en adicionar 10 ml de agua destilada a las colonias, raspando con un policía, evitando la ruptura del medio de cultivo, repitiendo esta operación dos veces más hasta homogenizar la solución, obteniendo así 30 ml de inóculo suficientes para tratar un grupo de 10 plantas para inoculación por inyección o se adicionaba 170 ml de agua destilada, obteniendo así 200 ml de inóculo, suficientes para tratar 10 plantas por inmersión de raíz.

³¹ AGRIOS, Plant pathology, Op. cit., p. 390.

2.7.3 Inoculación. Cuando las plantas alcanzaron 20 centímetros de altura, con 3 meses de edad se procedió a la inoculación. Inicialmente se inocularon por inmersión de raíz, lo cual consistió en dejar la planta a raíz desnuda y sumergirla en el inóculo, durante 1 minuto. En total se inocularon por este método 80 plantas, correspondiendo los inóculos de *Fusarium sp.* (3 colonias), *Nigrospora sp.*, *Alternaria sp.*, *Phoma sp.*, *Colletotrichum sp.* y el testigo el que se trató solamente con agua destilada, para obtener al final grupos de 10 plantas por cada aislamiento, los cuales se rotularon para saber la procedencia del inóculo y el tipo de patógeno probado.

2.7.4 Inoculación por inyección. Buscando incrementar la eficiencia de infección se realizó inoculaciones por inyección con el inóculo preparado y con la ayuda de una jeringa hipodérmica se aplicaron tres mililitros de inóculo, dirigido al cuello de la raíz con el fin de alcanzar los haces vasculares de cada planta, al testigo se le aplicó 3 mililitros de agua destilada, siendo inoculadas 10 plantas por cada cepa fungosa y el testigo, inoculándose en total 80 plantas.

El procedimiento anterior se repitió dos meses más tarde en nuevas plantas.

Se realizaron dos inoculaciones más por el método de inyección descartando las cepas fungosas que no mostraron síntomas, inoculando así 50 plantas en cada repetición, correspondientes a las tres colonias de *Fusarium sp.*, *Alternaria sp.* y el testigo.

Inmediatamente después de cada inoculación se mantuvieron las plantas a capacidad de campo y en cámara húmeda, durante 15 días, para facilitar los procesos de desarrollo de la enfermedad.

2.7.5 Evaluación de síntomas. Quincenalmente se evaluaron los síntomas en cada planta inoculada observando la apariencia de hojas, tallo y tamaño de la planta en comparación con el testigo. Cuando las plantas alcanzaron marchitez se les realizó disección para observar tejidos internos.

2.7.6 Reaislamiento. Una vez reproducidos los síntomas en condiciones controladas, se hicieron reaislamientos de patógenos para su posterior identificación y cumplimiento de los postulados de Koch; con las metodologías descritas anteriormente.

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1 DESCRIPCIÓN DE SINTOMAS EN CAMPO

En todos los sitios visitados las plantas presentaron en estados iniciales de la enfermedad amarillamiento de las hojas con un cierto grado de flacidez, luego avanza a un marchitamiento general, acompañado de la reducción del tamaño de la planta, cantidad de frutos y hojas; de esta manera se coincide con Huertas, Salazar y Varon³², en afirmar que al realizar un corte transversal de raíz y tallo presenta necrosamiento, de los haces vasculares, acentuado en el cuello de la raíz, de todas las plantas muestreadas. En casos avanzados la planta se seca completamente y en algunos casos hay presencia de micelio blanco característico de *Fusarium sp.*

Como puede observarse en la *figura 1* la enfermedad inicia con un marchitamiento de hojas bajas y un posterior secamiento generalizado, además puede presentarse en forma epidémica causando daños a plantaciones completas como se presenta en la *figura 2*.

Figura 1. Síntoma de marchitamiento por pudrición de raíz



³² HUERTAS, SALAZAR y VARON, Op. cit., p. 22.

Figura. 2 Panorámica de un cultivo de lulo afectado por pudrición de raíz



3.2 AISLAMIENTO DE BACTERIAS

Las pruebas realizadas para tal fin, no proporcionaron la obtención de colonias bacteriales. Por tal razón, no se continuó la investigación en este sentido.

3.3 AISLAMIENTO, PURIFICACIÓN E IDENTIFICACIÓN DE HONGOS

3.3.1 Aislamiento. Una vez realizado el procedimiento en laboratorio correspondiente al aislamiento, se obtuvieron cepas fungosas después de 3 a 4 días, las cuales se caracterizaron por color, forma y tamaño.

3.3.2 Purificación. Luego de obtenidas las colonias se procedió al repique de las mismas en cajas de petri con medio de cultivo (PDA), se repitió el mismo proceso hasta obtener colonias puras, ya que se presentaron hongos contaminantes como: *Rhizopus*, *Penicillium* y *Metarhizium*.

3.3.3 Identificación. Se aislaron, identificaron y caracterizaron los siguientes hongos:

3.3.3.1 *Fusarium sp.* Se identificaron tres colonias diferentes:

Colonia blanca: forma circular, apariencia algodonosa, crecimiento agresivo, coloración gris hacia el centro y bordes blancos en dorso y revés (*Figura 3*).

Figura 3. Colonia Blanca de Fusarium



Colonia rosada: forma circular, apariencia algodonosa y color rosado en dorso y revés (*Figura 4*).

Figura 4. Colonia rosada de Fusarium



Colonia rosada – púrpura: forma circular, apariencia algodonosa, coloración rosada al dorso y púrpura por el revés, más acentuado en el centro que en los bordes (*Figura 5*).

Figura 5. Colonia rosada – Púrpura de Fusarium



Al observar al microscopio de luz (*Figura 6, Figura 7*), las colonias no presentaron diferencias estructurales como se observa a continuación:

Figura 6. Estructuras de Fusarium al microscopio de luz – Micelio del Hongo (aumento 10x)

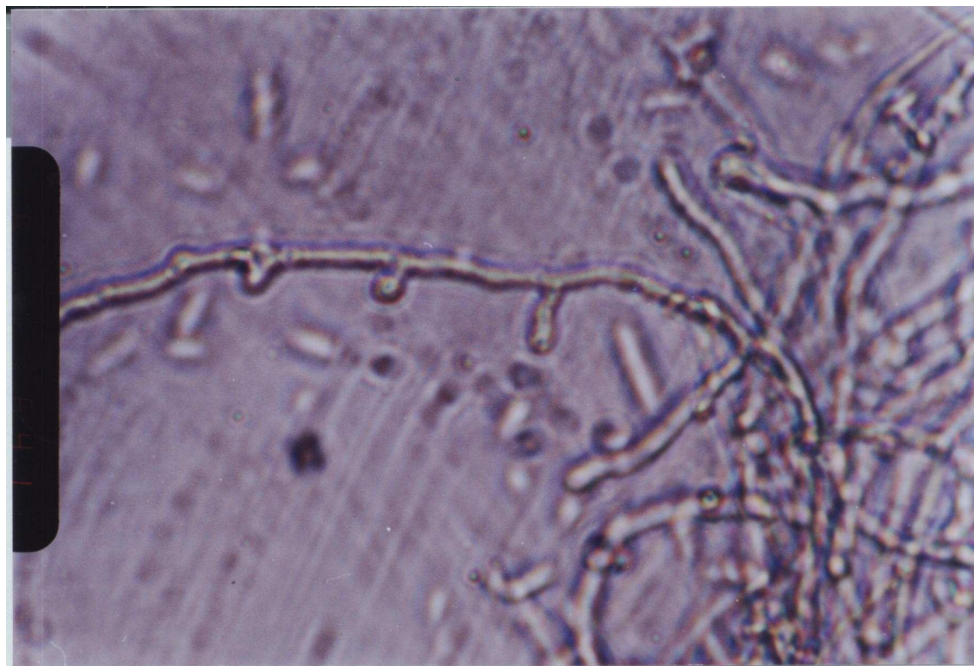


Figura 7. Estructuras de *Fusarium* al microscopio de luz – Conidias (aumento 40x)



Conidióforos hialinos simples, en los extremos llevan fiálides, los cuales dan grupos de conidias de 2 tipos: macroconidias hialinas, falcadas y multiseptadas, microconidias unicelulares, ovoides y simples.

3.3.3.2 *Colletotrichum sp.* Colonia color negra con crecimiento en franjas concéntricas con puntos negros conspicuos, correspondientes a cuerpos fructíferos (Figura 7).

Figura 8. Colonia de *Colletotrichum*



Al microscopio se observan las setas de color negro y los acérvulos (Figura 9 y Figura 10).

Figura 9. Estructura al microscopio de luz de *Colletotrichum* - Setas de color negro y Acérvulos (aumento 40x)

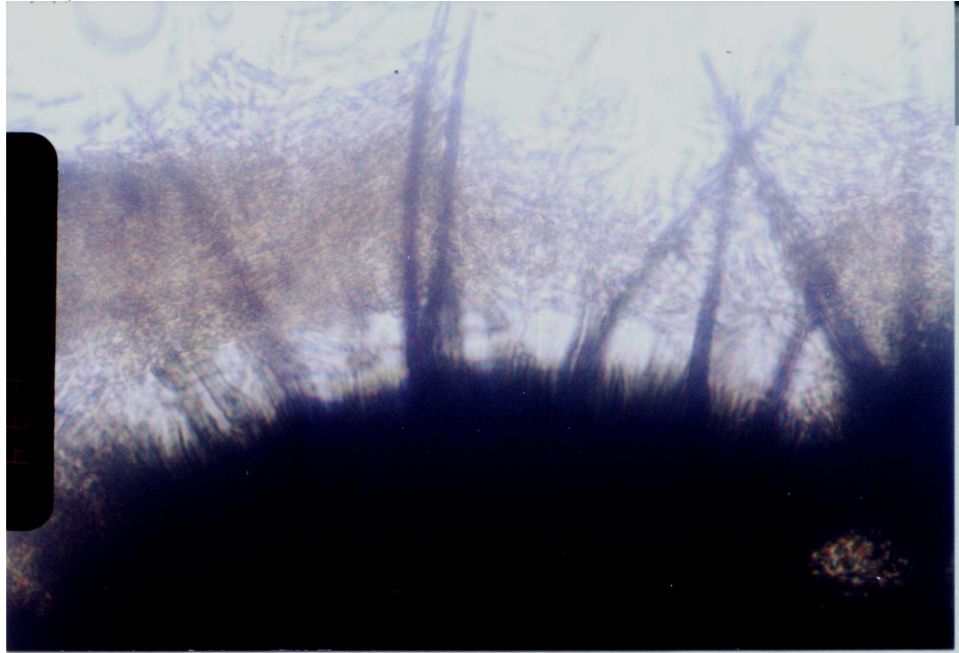
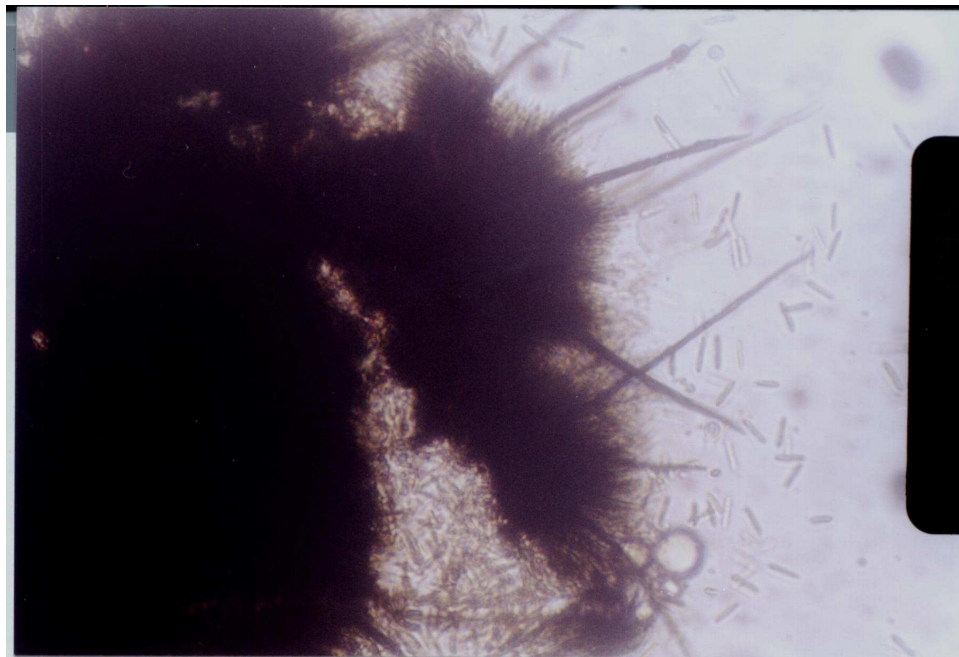


Figura 10. Estructura al microscopio de luz de *Colletotrichum* - Setas de color negro y Acérvulos (aumento 40x)



3.3.3.3 *Nigrospora sp.* Colonia con crecimiento acelerado, coloración rosada inicialmente (8 días) cambia a oscuro en el revés y blanco – gris al dorso, con apariencia algodonosa (*Figura 11*).

Figura 11. Colonia de Nigrospora



Presenta conidióforos cortos, simples y oscuros, en el ápice se dispone una conidia globosa, unicelular y negra (*Figura 12, Figura 13 y Figura 14*).

Figura 12. Estructura de Nigrospora al microscopio de luz – Micelio (aumento 10x)

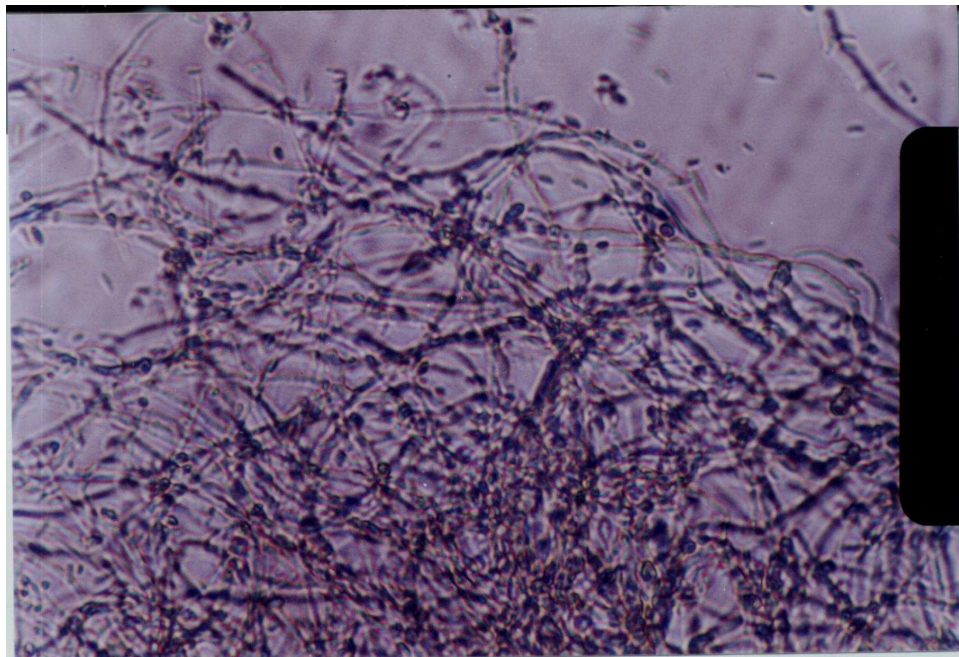


Figura 13. Estructura de Nigrospora al microscopio de luz – Micelio y conidias (aumento 10x)

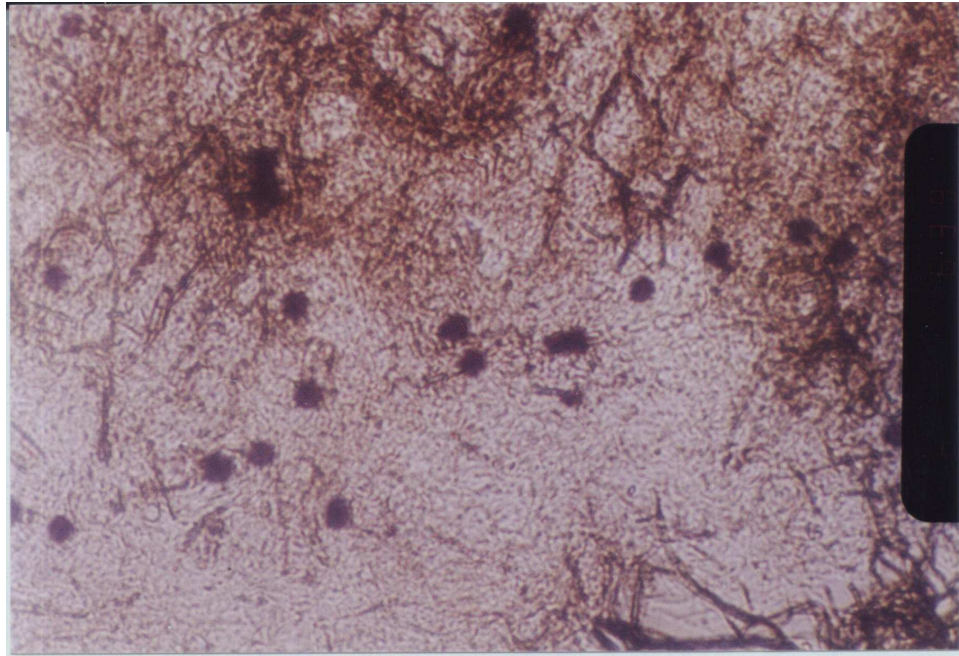
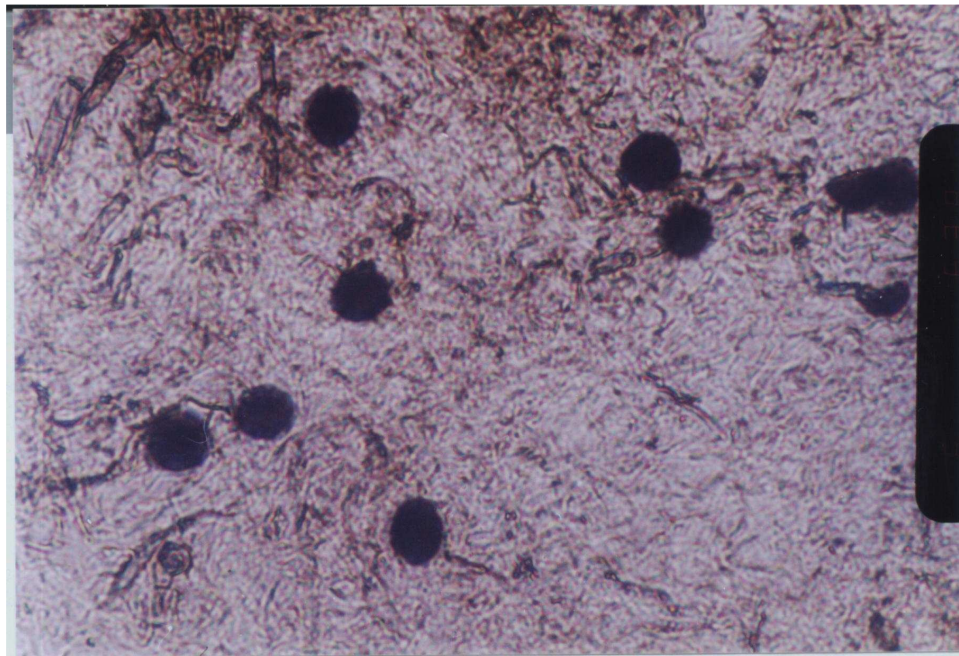


Figura 14. Estructura de Nigrospora al microscopio de luz – Conidias (aumento 40x)



3.3.3.4 *Alternaria sp.* Desarrolla un crecimiento irregular, apariencia algodonosa y en estados iniciales en el dorso se observa una coloración al centro rosada y el resto de color gris. Luego la colonia cambia su coloración a café y gris respectivamente, la coloración café del revés se presenta en bandas circulares (Figura 15).

Figura 15. Colonia de *Alternaria*



Las siguientes estructuras se observaron: conidióforos oscuros, simples, en el ápice nacen conidias en cadenas simples, ovoides y oscuras con septas transversales y longitudinales (Figura 16 y Figura 17).

Figura 16. Estructuras de *Alternaria* vistas al microscopio de luz – Micelio y conidias (aumento 10x)

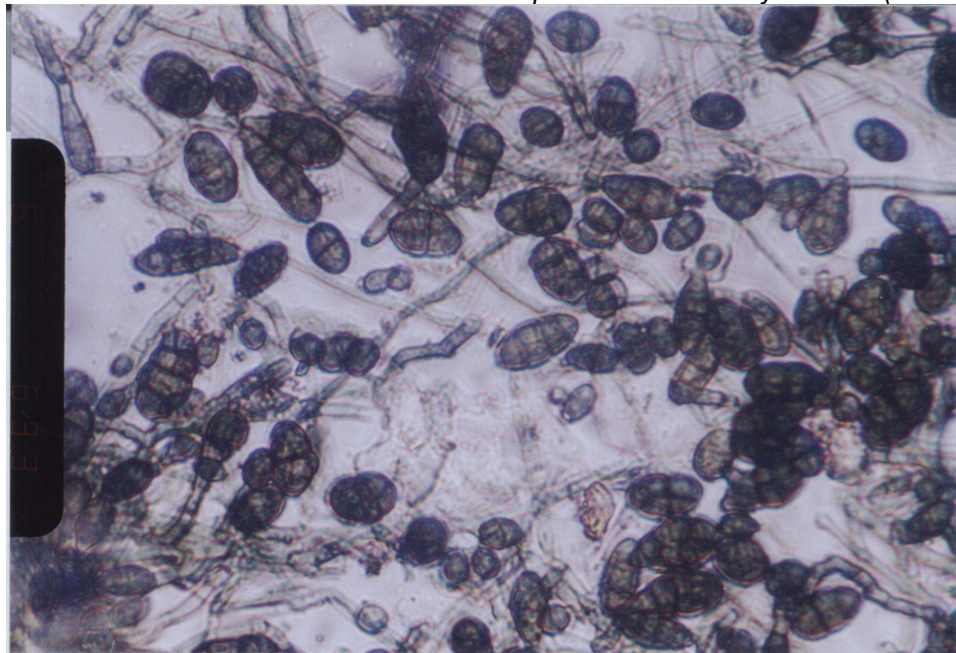
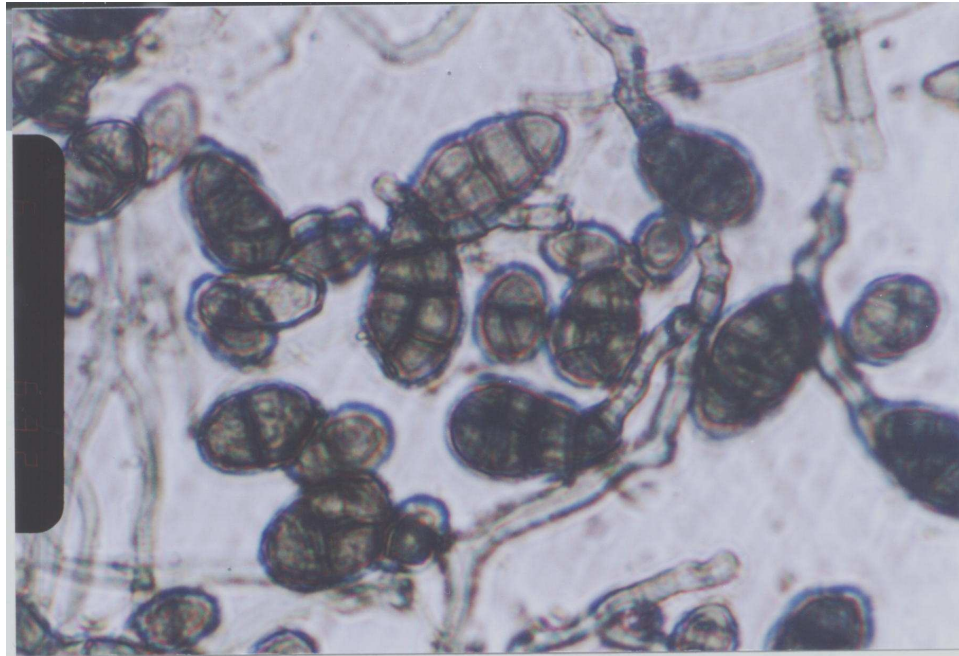


Figura 17. Estructuras de *Alternaria* vistas al microscopio de luz – Conidias (aumento 40x)



3.3.3.5 *Phoma* sp. La colonia es muy similar a *Colletotrichum* sp. con la diferencia que los puntos aparecen en forma desordenada y de color café, al igual que el resto de la colonia (Figura 18).

Figura 18. Colonia de *Phoma*



Se identificaron picnidios oscuros, conidióforos hialinos, cortos, y simples, conidias unicelulares, hialinas, globosas y ovoides (*Figura 19 y Figura 20*).

Figura 19. Estructuras de Phoma al microscopio de luz – Picnidios (aumento 40x)

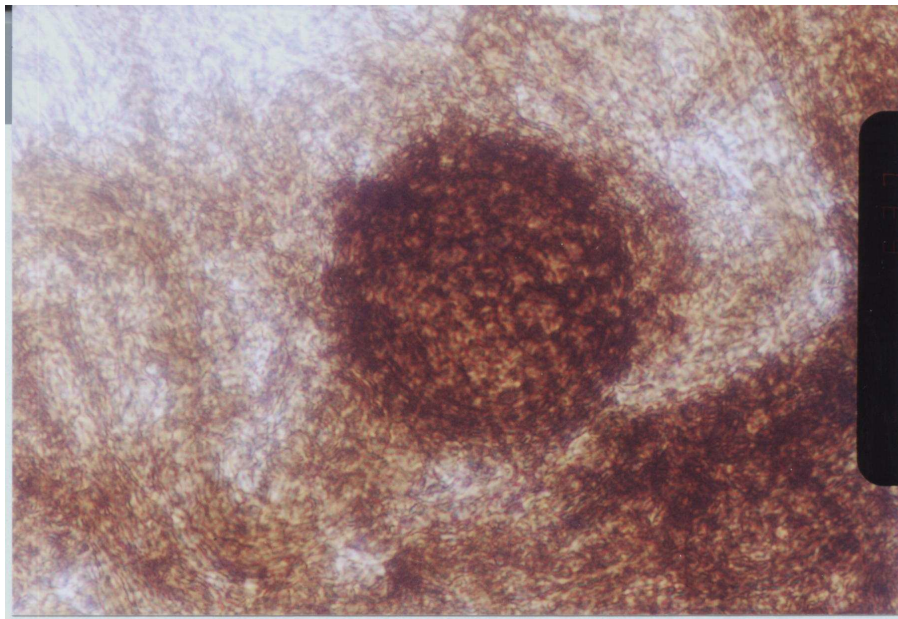
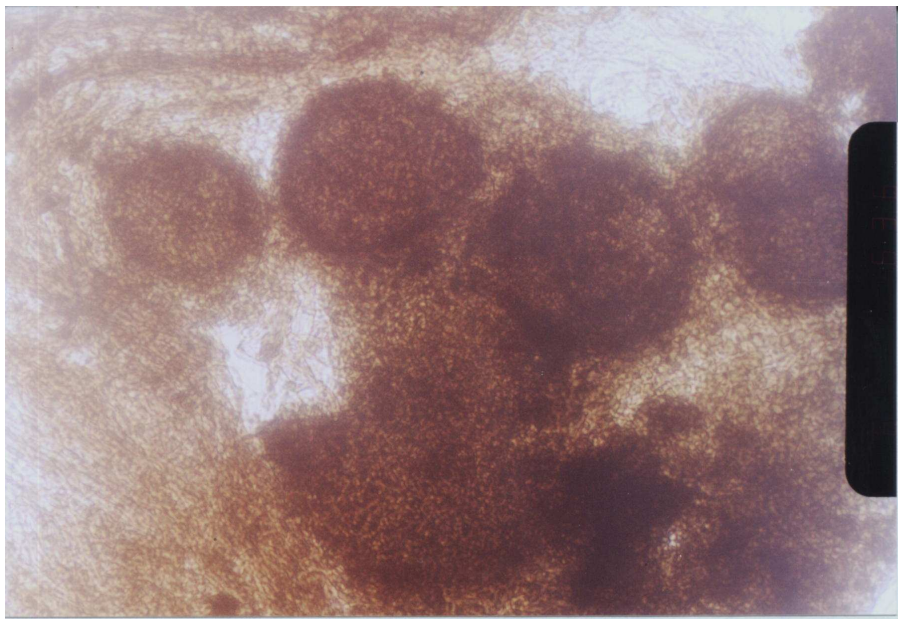


Figura 20. Estructuras de Phoma al microscopio de luz – Picnidios (aumento 40x)



3.4 PRUEBAS DE PATOGENICIDAD

3.4.1 Descripción de síntomas en invernadero. Las plantas inoculadas por inmersión de raíz no presentaron síntomas, se sugiere que la disposición del inóculo (tiempo, cantidad y método) no son los adecuados puesto que no se coloca en contacto directo el propágulo para que inicie la infección.

Las plantas inoculadas por inyección con las cepas de *Colletotrichum sp.*, *Phoma sp.* y *Nigrospora sp.*, no recuperaron síntomas. No se tomaron como agentes causantes de la pudrición de raíz, por lo cual se puede atribuir que son microorganismos secundarios en la infección, por lo que no se continuó las inoculaciones, mientras que las plantas inoculadas por inyección con *Fusarium sp.* y *Alternaria sp.* presentaron síntomas similares a los encontrados en campo.

➤ *Fusarium sp.* Huertas, Salazar y Varón³³, reportan a *Fusarium oxysporum* atacando el sistema radical de lulo. Este patógeno es reportado por Dickson³⁴ como habitante natural del suelo se deduce por consiguiente que esta situación favorece la presencia de esta enfermedad.

En esta investigación la enfermedad inicia por clorosis de las hojas, posterior flacidez de las mismas, defoliación ascendente, marchitamiento, reducción considerable del tamaño y finaliza por secamiento total de la planta en comparación con el testigo el cual no presentó esta sintomatología (*Figura 21*).

“Síntomas que se pueden atribuir a la obstrucción de los haces vasculares por micelio, esporas y polisacáridos producidos por el hongo, además por geles y gomas que se forman por acumulación y oxidación de los productos de degradación de las células vegetales atacadas por las enzimas del hongo”³⁵.

³³ HUERTAS D., Op. cit., p. 13.

³⁴ DICKINSON, Op. cit., p. 72.

³⁵ AGRIOS, Fitopatología, Op. cit., p. 353-356, 362.

Figura 21. Avance de la enfermedad hasta llegar a marchitamiento total – Plántulas



Colonia blanca: En 4 semanas se presenta incubación de la enfermedad iniciando con clorosis de las hojas, posterior flacidez de las mismas al cabo de 6 semanas, defoliación ascendente a las 10 semanas, marchitamiento general después de 14 semanas, al transcurrir 16 semanas ya se obtiene un 90 % de mortalidad en las plantas infectadas.

Agrios³⁶ dice que el marchitamiento y posterior muerte de las hojas se puede dar por la acción de toxinas que llegan a las hojas disminuyendo la síntesis de clorofila, la tasa fotosintética, la alteración de la permeabilidad de la membrana y la pérdida de agua.

En el cuello de la raíz se presenta estrangulamiento y necrosis, pues según afirma Agrios³⁷ el número de vasos xilemáticos formados disminuye sus paredes celulares y se adelgazan más de lo normal, si se realiza un corte transversal y longitudinal se encuentran necrosados los haces vasculares, tanto en el tallo como en la raíz, cercano al cuello (*Figura 22*). Se presentan casos en los cuales incluso ocasiona descortezamiento de la raíz

³⁶ AGRIOS, Fitopatología, Op. cit., p. 363.

³⁷ Ibid. p. 364.

Figura 22. Avance de la enfermedad y necrosamiento de haces vasculares - Raíz



Colonia rosada: Su período de incubación es de 4 semanas presentándose con clorosis de las hojas, posterior flacidez de las mismas a las 6 semanas, defoliación ascendente y marchitamiento en el transcurso de 10 semanas (Figura, 23 y 24), y en tan solo 12 semanas se presenta un 30% de mortalidad, en 16 semanas un 70% y en 18 semanas un 90%.

Los síntomas a nivel interno de la planta se presentan de la misma manera que para la colonia blanca, destacando que se encuentra la necrosis acentuada en el periciclo (Figura 25).

Figura 23. Síntomas de la enfermedad – Marchitamiento de Plántula



Figura 24. Síntomas de la enfermedad – Pudrición de Raíz



Figura 25. Síntomas de la enfermedad - Raíz



Colonia rosada – púrpura: Con 6 semanas como período de incubación en esta cepa de *Fusarium sp*; en 7 semanas se presenta defoliación severa conllevando al marchitamiento y en 8 semanas ocurre un 30% de mortalidad en la población infectada, en 10 semanas ya se presenta un 70% y en 12 semanas un 90%.

La enfermedad aparece con necrosamiento en el xilema del cuello y raíz (*Figura 26 y Figura 27*), en los sitios de inserción de los pecíolos con el tallo, después del desprendimiento de la hojas, aflora la necrosis, de la misma forma como lo describen Huertas, Salazar y Varón³⁸.

³⁸ HUERTAS D., Op. cit., p. 13

Figura 26. Necrosamiento de cuello y raíz – Estructura de la Planta



Figura 27. Necrosamiento de cuello y raíz – Raíz



La diferencia de la virulencia de las colonias de *Fusarium*, esta dada posiblemente por la tasa de desarrollo y producción de micelio, esporas, polisacáridos y toxinas, siendo así más agresiva la colonia rosada púrpura, que se caracterizó en laboratorio por el rápido crecimiento micelial y producción de micro y macro conidias.

➤ *Alternaria sp.* Este hongo ha sido reportado por Latorre³⁹ como patógeno de raíces en zanahoria (*Daucus carota*) y parte basal de los tallos en tomate (*Lycopersicon esculentum*), por su parte Agrios⁴⁰ reporta que puede ocasionar pudrición de cuello en diferentes especies. Sin embargo no se ha registrado afectando a cultivos de lulo.

Este patógeno presenta síntomas muy similares a los producidos por *Fusarium sp.* como: clorosis de las hojas, defoliación ascendente, posterior flacidez de hojas, marchitamiento, reducción considerable del tamaño y finaliza por secamiento total de la planta, la diferencia radica en la tasa de mortalidad de las plantas la cual es mayor en *Fusarium sp.*

“El ataque de *Alternaria sp.* esta dado por la acción de enzimas que degradan los tejidos”⁴¹.

Posee un período de incubación de 4 semanas, luego de 5 semanas, 10% de las plantas infectadas murieron, a las 6 semanas un 30% y a las 9 semanas un 50%.

Presenta una necrosis en cuello y raíz principal, las raíces se muestran atrofiadas y en baja cantidad, dejando ver un descortezamiento (*Figuras 28, 29 y 30*).

³⁹ LATORRE GUZMÁN, Op. cit. p. 349.

⁴⁰ AGRIOS, Fitopatología, Op. cit., p. 353-356.

⁴¹ ENTREVISTA con Carlos Betancourth, Docente Facultad Ciencias Agrícolas de la Universidad de Nariño, San Juan de Pasto, 20 de Octubre de 2004.

Figura 28. Necrosis de cuello y raíz principal – Planta



Figura 29. Necrosis de cuello y raíz principal – Raíz



Figura 30. Necrosis de cuello y raíz principal – Raíz



3.4.2 Reaislamiento. De las plantas inoculadas y que presentaron síntomas, correspondientes a tres cepas de *Fusarium sp* y a una cepa de *Alternaria sp.*, se tomó tejido radical infectado el cual se sembró en PDA, para su posterior repique, purificación e identificación, que resultó la recuperación de las mismas cepas, llegando así mediante el cumplimiento de los postulados de Koch que este par de de patógenos son los agentes causantes de las pudriciones de raíz en lulo (*Solanum quitoense*) para la zona muestreada y bajo la metodología propuesta.

3.5 DETERMINACIÓN DE INCIDENCIA

Los sitios muestreados se ubicaron entre los 1.721 msnm y 2.330 msnm, el pH del suelo esta comprendido entre 5,0 y 5,7 que se lo denomina como ácido, condición que favorece la presencia de *Fusarium*.

En Arboleda el porcentaje de incidencia en promedio, de la enfermedad se estimó en un 13% de las 4 fincas muestreadas.

En Cartago el porcentaje de incidencia en promedio de la enfermedad se estimó en un 13.5% con 3 fincas muestreadas.

En la Unión se encontró que los agricultores realizan la práctica de erradicación de plantas enfermas por lo cual, en esta zona no se encontraron plantas sintomáticas.

En San Lorenzo el porcentaje de incidencia en promedio de la enfermedad se estimó en un 20%.

Los porcentajes de incidencia presentados anteriormente reflejan de forma directa la baja en la producción, debido a que las plantas afectadas posteriormente mueren, ya que la enfermedad es de carácter vascular, siendo así su producción nula.

Las practicas de erradicación afectan también la producción, pero como practica de manejo se refleja en a disminución de la dispersión de la enfermedad.

Tanto *Alternaria* como *Fusarium* se caracterizan por se saprofitos facultativos, lo que les permite sobrevivir en el suelo. Por tal razón permanecer a través de varios ciclos de cultivo, ocasionando de esta manera una fuente permanente de inculo.

4. CONCLUSIONES

Los agentes causantes de los problemas radicales de lulo (*Solanum quitoense*) aislados en PDA de la zona norte del Departamento de Nariño son *Fusarium sp.* y *Alternaria sp.*, según la metodología planteada en esta investigación.

Del genero *Fusarium*, se aislaron tres colonias, diferenciadas por su coloración así: blanca, rosada y rosada-púrpura, encontrando diferencias en la tasa de mortalidad, siendo más agresiva la colonia rosada-púrpura.

Los síntomas característicos de la enfermedad ocasionada por los patógenos *Fusarium sp.* y *Alternaria sp.* son: clorosis, flacidez de hojas, defoliación, marchitamiento, secamiento de plantas y necrosis de cuello de raíz, que avanza destruyendo los haces vasculares de tallo y raíz.

Las colonias aisladas *Colletotrichum*, *Nigrospora* y *Phoma* no reportaron síntomas en plantas inoculadas por inmersión de raíz e inyección, por tal razón en este trabajo no se consideran como agentes causantes de la pudrición de raíz.

Se determinó en condiciones de campo, que los patógenos *Fusarium sp.* y *Alternaria sp.* se encuentran asociados ocasionando los síntomas característicos de la enfermedad, ya que se aislaron conjuntamente desde tejidos afectados.

En invernadero se presentaron diferencias en la mortalidad de plantas encontrando que *Fusarium sp.* es más agresivo presentando mayor porcentaje de mortalidad de plantas en comparación con *Alternaria sp.*

La pudrición radical en lulo se presenta como una enfermedad letal que reduce la producción de las plantas afectadas.

Tanto *Fusarium sp.* como *Alternaria sp.* se presentan como parásitos vasculares, convirtiendo su control en una labor improbable después de haberse establecido la enfermedad.

RECOMENDACIONES

Realizar una investigación en la zona de estudio, con el fin de buscar e identificar materiales de Lulo (*Solanum quitoense*) resistentes o tolerantes a las pudriciones de raíz causadas por *Fusarium sp.* y *Alternaria sp.*

Profundizar en el estudio sobre la especie causal de las pudriciones de raíz tanto para *Fusarium sp.* como para *Alternaria sp.*

Buscar alternativas de manejo tanto orgánico como químico de la enfermedad causada por estos hongos.

Continuar trabajos de investigación entre las personas de la región que sufren actualmente de esta enfermedad en sus cultivos para que puedan verse beneficiados, buscando y aplicando estrategias de manejo.

BIBLIOGRAFÍA

ALEXOPOULUS, C.J., MIMS, C.W. y BLACKWELL, M. Introductory Mycology. 4 ed. New York: Wiley & Sons, 1996. 378 p.

AGRIOS, George N. Fitopatología. México: Limusa, 1985. 756 p.

_____. _____. Plant pathology. 4 ed. New York: Academic Press, 1997. 635 p.

CASTAÑEDA V., Hector Iván. El lulo o naranjilla: su cultivo, su conservación. Pereira, Colombia: sn, 1992. 94 p.

CASTILLO TOVAR, José. Micología General. México DC, México: Limusa. 1987. 62 p.

DICKINSON, C. H. y LUCAS, J. A. Patología vegetal y patógenos de plantas. México: Limusa, 1987. 152 p.

ESPINOZA URBINA, Jesús A., VILLAMIZAR VILLAMIZAR, Jesús Laureano y ANTOLINEZ VERA, Antonio. El cultivo del lulo. Cúcuta, Colombia: SENA, 1990. 120 p.

GAVIRIA A., Ovidio F. y CHAVEZ T., Julio H. Estudio agroeconómico del cultivo del lulo (*Solanum quitoense*) en el municipio de San Lorenzo, departamento de Nariño. Pasto, 2000, p. 117. Trabajo de Grado (Ingeniero Agrónomo). Universidad de Nariño. Facultad de Ciencias Agrícolas.

GOMEZ CAICEDO, Luis Eduardo y SÁNCHEZ R., Martha Y. Diagnóstico fitosanitario. En : FORERO, Tomás N. Manejo integrado del cultivo de lulo. Ibagué, Colombia : CORPOICA, 1999. p. 58 – 67.

GOMEZ CAICEDO, Luis Eduardo y SÁNCHEZ R., Martha Y. Manejo integrado de plagas y enfermedades. En : FORERO, Tomás N. Manejo integrado del cultivo de lulo. Ibagué, Colombia: CORPOICA, 1999. p. 68 – 86.

HUERTAS D., Carlos Alberto, SALAZAR V., Francisco y VARON DE AGUDELO, Francia. Manejo Integrado del Cultivo de Lulo (*Solanum quitoense*) en el Valle del Cauca. Palmira, Colombia: Boletín técnico ICA, 1999. 22 p.

LATORRE GUZMAN, Bernardo. Enfermedades de las plantas cultivadas. 5 ed. México: Alfaomega, 1999. 412 p.

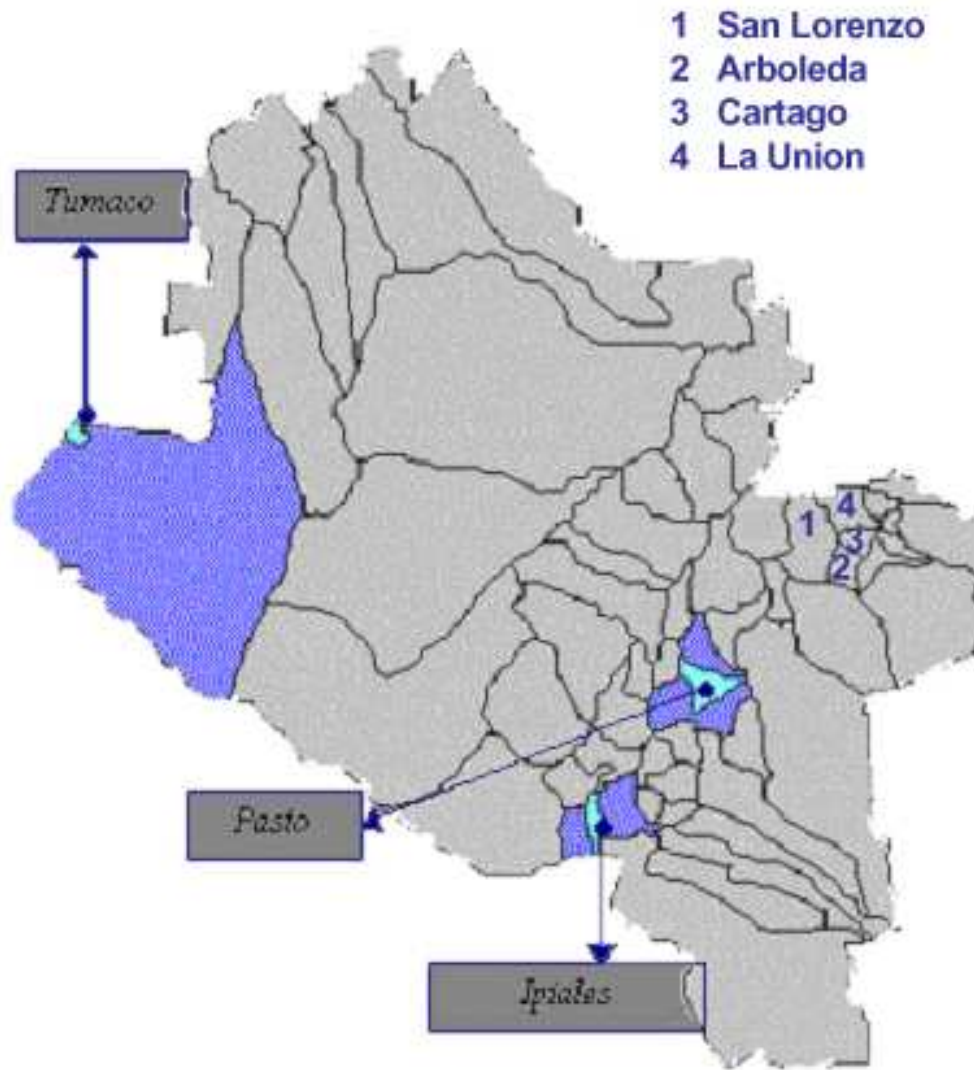
NARIÑO. SECRETARIA DE AGRICULTURA Y MEDIO AMBIENTE. Consolidado agropecuario, acuícola y pesquero. Pasto, Colombia, sn, 2001. 44 p.

SAÑUDO SOTELO, Benjamín et al. Fundamentos de micología agrícola. Pasto, Colombia, Universidad de Nariño. 2001. 201 p.

SAÑUDO SOTELO, Benjamín et al. Introducción al manejo de frutales andino en la zona triguera baja de Nariño. Pasto, Colombia: Universidad de Nariño. 2002. 118 p.

VAN DER PLANK, J.E. Plant disease epidemics and control. New York: Academic Press, 1963. 530 p.

ANEXO A. Ruta de colección de muestras



ANEXO B. Datos de pasaporte de muestras

Fecha de colecta: 26 de Enero del 2003

Localización

Municipio: Arboleda
Vereda: Cabecera Municipal
Propietario: Luis Felipe Muñoz
Latitud: Norte 01°30'325''
Longitud: Oeste 77°08'038''
Altitud: 2256 msnm

Cultivo

Material: Naranjilla ácida
Edad de cultivo: 1 año
Área: 25.000 mts²
Densidad de siembra: 1666 plantas/Ha
Porcentaje de incidencia: 12%

Suelos

pH: 5,2
Densidad aparente: 0,9g/cc
Textura: Arcillo arenoso

Datos de pasaporte de muestras

Fecha de colecta: 26 de Enero del 2003

Localización

Municipio: Arboleda
Vereda: Arrayanes
Finca: Las Delicias
Propietario: Demetrio Viveros
Latitud: Norte 01°30'268''
Longitud: Oeste 77°08'732''
Altitud: 2192 msnm

Cultivo

Material: Naranjilla ácida
Edad de cultivo: 9 meses
Área: 15.000 mts²
Densidad de siembra: 2500 plantas/Ha
Porcentaje de incidencia: 9%

Suelos

pH: 5,4
Densidad aparente: 0.9 g/cc
Textura: Arenoso

Datos de pasaporte de muestras

Fecha de colecta: 26 de Enero del 2003

Localización

Municipio: Arboleda
Vereda: Cabecera Municipal
Propietario: Oswaldo Martínez
Latitud: Norte 01°30'146"
Longitud: Oeste 77°08'059"
Altitud: 2250 msnm

Cultivo

Material: Naranjilla ácida
Edad de cultivo: 1,5 años
Área: 7.000 mts²
Densidad de siembra: 1600 plantas/Ha
Porcentaje de incidencia: 14%

Suelos

pH: 5,1
Densidad aparente: 1,0 g/cc
Textura: Franco-Arenoso

Datos de pasaporte de muestras

Fecha de colecta: 9 de Marzo del 2003

Localización

Municipio: Arboleda
Vereda: Rosa florida
Propietario: Álvaro Gutiérrez
Latitud: Norte 01°29'53"
Longitud: Oeste 77°06'038"
Altitud: 1721 msnm

Cultivo

Material: Naranjilla ácida
Edad de cultivo: 1,3 años
Área: 3.000 mts²
Densidad de siembra: 1300 plantas/Ha
Porcentaje de incidencia: 17%

Suelos

pH: 5,2
Densidad aparente: 1.1 g/cc
Textura: Arcillo arenoso

Datos de pasaporte de muestras

Fecha de colecta: 9 de Marzo del 2003

Localización

Municipio: Cartago
Vereda: Botanilla
Propietario: Marco Narváz
Latitud: Norte 01°30'031"
Longitud: Oeste 77°06'111"
Altitud: 2330 msnm

Cultivo

Material: Chonto
Edad de cultivo: 1 año
Área: 10.000 mts²
Densidad de siembra: 2500 plantas/Ha
Porcentaje de incidencia: 17%

Suelos

pH: 5,0
Densidad aparente: 0,9 g/cc
Textura: Franco arcillo arenoso

Datos de pasaporte de muestras

Fecha de colecta: 9 de Marzo del 2003

Localización

Municipio: Cartago
Vereda: Botanilla
Propietario: Segundo Cano
Latitud: Norte 01°30'325''
Longitud: Oeste 77°08'038''
Altitud: 2256 msnm

Cultivo

Material: Naranjilla ácida
Edad de cultivo: 1 año
Área: 25.000 mts²
Densidad de siembra: 1666 plantas/Ha
Porcentaje de incidencia: 12%

Suelos

pH: 5,5
Densidad aparente: 1,0 g/cc
Textura: Arenoso

Datos de pasaporte de muestras

Fecha de colecta: 9 de Marzo del 2003

Localización

Municipio: La Unión
Vereda: Chaguarurco
Propietario: Jorge Melo
Latitud: Norte 01°33'375"
Longitud: Oeste 77°07'336"
Altitud: 1750 msnm

Cultivo

Material: Chonto
Edad de cultivo: 15 meses
Área: 20.000 mts²
Densidad de siembra: 2.500 plantas/Ha
Porcentaje de incidencia: 0%

Suelos

pH: 5,3
Densidad aparente: 1,0 g/cc
Textura: franco-arcilloso

Datos de pasaporte de muestras

Fecha de colecta: 9 de Marzo del 2003

Localización

Municipio: La Unión
Vereda: Cabecera municipal
Propietario: Carlos Muñoz
Latitud: Norte 01°35'328"
Longitud: Oeste 77°08'306"
Altitud: 1800 msnm

Cultivo

Material: Naranjilla ácida
Edad de cultivo: 18 meses
Área: 10.000 mts²
Densidad de siembra: 2.500 plantas/Ha
Porcentaje de incidencia: 0%

Suelos

pH: 5,6
Densidad aparente: 0,8 g/cc
Textura: Arenosa

Datos de pasaporte de muestras

Fecha de colecta: 9 de Marzo del 2003

Localización

Municipio: San Lorenzo
Vereda: La Pradera
Propietario: Franco Gómez
Latitud: Norte 01°30'40,2"
Longitud: Oeste 77°13'48,2"
Altitud: 2050 msnm

Cultivo

Material: Naranjilla ácida
Edad de cultivo: 10 meses
Área: 15.000 mts²
Densidad de siembra: 3300 plantas/Ha
Porcentaje de incidencia: 20%

Suelos

pH: 5,3
Densidad aparente: 0,9 g/cc
Textura: Arenoso

Datos de pasaporte de muestras

Fecha de colecta: 9 de Marzo del 2003

Localización

Municipio: San Lorenzo
Vereda: San Isidro
Propietario: Luis Guerrero
Latitud: Norte 01°33'42,8"
Longitud: Oeste 77°15'49,5"
Altitud: 1900 msnm

Cultivo

Material: Naranjilla ácida
Edad de cultivo: 8 meses
Área: 10.000 mts²
Densidad de siembra: 2.500 plantas/Ha
Porcentaje de incidencia: 25%

Suelos

pH: 5,7
Densidad aparente: 1,1 g/cc
Textura: Franco-arcilloso

Datos de pasaporte de muestras

Fecha de colecta: 4 de Mayo del 2003

Localización

Municipio: Cartago
Vereda: El Salado
Propietario: José Eraso
Latitud: Norte 01°31'790"
Longitud: Oeste 77°06'184"
Altitud: 2150 msnm

Cultivo

Material: Chonto
Edad de cultivo: 6 meses
Área: 12.000 mts²
Densidad de siembra: 2500 plantas/Ha
Porcentaje de incidencia: 11,5%

Suelos

pH: 5,0
Densidad aparente: 1,0 g/cc
Textura: Arcillo arenoso

Datos de pasaporte de muestras

Fecha de colecta: 4 de Mayo del 2003

Localización

Municipio: La Unión
Vereda: Cabecera municipal
Propietario: Jesús España
Latitud: Norte 01°33'82"
Longitud: Oeste 77°07'728"
Altitud: 1772 msnm

Cultivo

Material: Chonto
Edad de cultivo: 5 meses
Área: 10.000 mts²
Densidad de siembra: 1666 plantas/Ha
Porcentaje de incidencia: 0%

Suelos

pH: 5,2
Densidad aparente: 0,9 g/cc
Textura: Arenoso

Datos de pasaporte de muestras

Fecha de colecta: 4 de Mayo del 2003

Localización

Municipio: San Lorenzo
Vereda: Pedregal
Propietario: Miguel Dominguez
Latitud: Norte 01°33'58"
Longitud: Oeste 77°14'24"
Altitud: 2045 msnm

Cultivo

Material: Chonto
Edad de cultivo: 5 meses
Área: 10.000 mts²
Densidad de siembra: 1666 plantas/Ha
Porcentaje de incidencia: 15%

Suelos

pH: 5,4
Densidad aparente: 0,9 g/cc
Textura: Franco arenoso