

**EVALUACIÓN DE LA PRESENCIA DE PATÓGENOS EN 42 CLONES DE LULO  
(*Solanum quitoense* Lam) EN LA VEREDA LA REJOYA, DEPARTAMENTO DEL  
CAUCA**

**MAGALLY ANDREA QUIÑÓNEZ ALVARADO**

**UNIVERSIDAD DEL CAUCA  
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS  
PROGRAMA DE INGENIERÍA AGROPECUARIA  
POPAYÁN  
2009**

**EVALUACIÓN DE LA PRESENCIA DE PATÓGENOS EN 42 CLONES DE LULO  
(*Solanum quitoense* Lam) EN LA VEREDA LA REJOYA, DEPARTAMENTO DEL  
CAUCA**

**MAGALLY ANDREA QUIÑÓNEZ ALVARADO**

*Proyecto de grado para optar al título de Ingeniero Agropecuario*

**Director  
CONSUELO MONTES MSc.  
FABIO PRADO MSc  
Grupo TULL – Investigación para el Desarrollo Rural**

**UNIVERSIDAD DEL CAUCA  
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS  
PROGRAMA DE INGENIERÍA AGROPECUARIA  
POPAYÁN  
2009**

**NOTA DE ACEPTACIÓN**

---

---

---

---

**Presidente del jurado**

---

**Jurado**

**Popayán, julio de 2009.**

## DEDICATORIA

*Dedico este trabajo especialmente a mis padres, quienes con todo su esfuerzo y amor labraron mi camino, construyéndolo con valores morales y éticos.*

*A mis hermanos, especialmente a Patricia quién gracias a su dedicación, sacrificio y comprensión, tantas veces, con amor corrigió mis errores para que yo fuera una gran mujer, tu fuerza y tu amor me han dirigido por la vida y me han dado las alas que necesitaba para volar.*

*A la profesora Consuelo Montes quién con su valioso apoyo y dedicación contribuyó con la feliz culminación de este trabajo.*

*Magally Quiñónez*

## **AGRADECIMIENTOS**

**El presente proyecto no se hubiera llevado a cabo sin la valiosa colaboración de: MSc. Consuelo Montes y MSc. Fabio Prado directores del trabajo de grado; Ingeniero Felipe Terán; Ingeniero Carlos Guamanga; al CIAT Centro Internacional de Agricultura Tropical) Programa Frutas Tropicales; a mis compañeros Maritza Ortiz; Leonardo Rivera y Carlos Navia; Andrés Arcos mayordomo del Parque Temático Agroindustrial La Rejoja y a todos quienes de una u otra forma me brindaron su apoyo para la culminación de este trabajo.**

**Quedo eternamente agradecida.**

## RECONOCIMIENTO

El proyecto “EVALUACIÓN DE LA PRESENCIA DE PATÓGENOS EN 42 CLONES DE LULO (*Solanum quitoense* Lam) EN LA VEREDA LA REJOYA, DEPARTAMENTO DEL CAUCA” está enmarcado dentro del macroproyecto “LULO CON VALOR AGREGADO”, el cual es el encargado de liderar, financiar y divulgar los resultados del mismo. Los organismos de apoyo para el desarrollo de este proyecto investigativo son: CIAT, FONTAGRO, UNISARC, UNICAUCA.

## RESUMEN

En las instalaciones de El Parque Temático La Rejoja, localizado al nor-occidente del Municipio de Popayán, a una altura de 1800 m.s.n.m y una temperatura promedio de 18°C, se evaluó la presencia de plagas causadas por patógenos en 42 clones de lulo (*Solanum quitoense* Lam) colectados por el CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical). Como material de investigación se utilizaron 42 clones de lulo debidamente codificados, los cuales fueron transplantados en bolsas para su previa aclimatación. Allí se mantuvieron hasta su enraizamiento (3 semanas) y luego se transplantaron a campo para iniciar la evaluación.

El estudio se dividió en dos fases (I y II) con 21 clones cada una. Como método estadístico se utilizó bloques completos al azar; en donde se establecieron 4 repeticiones en cada una de las fases, cada repetición contó con 21 parcelas, la parcela útil estuvo conformada por 6 unidades experimentales, las cuales se sembraron a una distancia de 2,5 m entre surcos y 2 m entre plantas, el método de siembra fue a tresbolillo.

Según los resultados obtenidos en la evaluación del cultivo de lulo, las patologías que se presentaron en orden de ataque fueron: gota o tizón (*Phytophthora infestans*), fusarium (*Fusarium oxysporum*), antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides*) y mancha clorótica (*Clasdosporium* sp). Las enfermedades más limitante para los 41 clones evaluados fueron la Gota o Tizón del lulo, causado por el hongo *Phytophthora infestans* que provocó una mortandad de plantas superior al 70% y *Fusarium oxysporum* que se presentó en el 57% de los clones de la fase II lo que corresponde a 12 clones. Los 21 clones de la fase I presentaron susceptibilidad a *Clasdosporium* sp; mientras que los clones: PL19, PL24, PL11, PL35 de la fase II, resultaron ser medianamente tolerantes. En cuanto a la antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides*), en la fase I esta enfermedad no se consideró importante ya que estos se clasificaron en tolerante y medianamente tolerantes, debido a la baja producción de fruto. Los clones seleccionados para las condiciones de la vereda la Rejoja por su grado de supervivencia en la fase I fueron: JY E1 (52.2%), PH E 1 (45.8%), VM E2 (45.8%), sin embargo clones como: SER 7, SER 15, SER 9, SEC 31, SEC 27, a pesar de presentar alta mortalidad fueron los que se clasificaron como medianamente tolerantes a gota, tolerantes a antracnosis y medianamente resistentes a nemátodos con buen vigor y producción, por esto también se incluyeron en la selección. Los clones de la fase 2 seleccionados fueron: PL35, PL11, PL24, PL8, PL19, 120052, 120043, ORE1, AGE1, estos fueron escogidos no solo por supervivencia, sino también por su tolerancia a *Fusarium* que fue la patología más relevante en esta etapa.

## CONTENIDO

	<b>Pág.</b>
INTRODUCCIÓN	14
1. MARCO TEÓRICO	16
1.1 TAXONOMÍA DEL CULTIVO DE LULO ( <i>Solanum quitoense</i> Lam)	16
1.2 MORFOLOGÍA DE LA PLANTA	16
1.3 VARIEDADES	17
1.4 ASPECTOS EDAFOCLIMÁTICOS DEL CULTIVO DE LULO ( <i>Solanum quitoense</i> Lam).	18
1.4.1 Precipitación	18
1.4.2 Altura	18
1.4.3 Temperatura	18
1.4.4 Tipos de suelo.	18
1.4.5 Plan nutricional.	18
1.5 MANEJO AGRONÓMICO DEL CULTIVO DE LULO ( <i>Solanum quitoense</i> Lam).	19
1.5.1 Propagación.	19
1.5.2 Distancias de siembra.	19
1.5.3 Fertilización.	19
1.5.4 Podas.	20
1.5.4 Manejo de arvenses.	20
1.5.5 Cultivos intercalados	20
1.5.6 Manejo integrado de plagas (MIP).	21
1.5.7 Cosecha y poscosecha del fruto de lulo.	21
1.6 PLAGAS DEL CULTIVO DE LULO ( <i>Solanum quitoense</i> Lam).	21
1.6.1 Principales plagas reportadas en lulo.	22
1.7 PRINCIPALES PATÓGENOS FITOSANITARIOS ASOCIADOS AL CULTIVO DE LULO ( <i>Solanum quitoense</i> Lam) EN EL DEPARTAMENTO DEL CAUCA	24

1.7.1	Antracnosis ( <i>Colletotrichum gloeosporioides</i> (Penz) Penz & Sacc).	25
1.7.2	Tizón del lulo ( <i>Phytophthora infestans</i> (Mont) de Bary)	25
1.7.3	Moho blanco o pudrición blanda del fruto ( <i>Sclerotinia sclerotiorum</i> (Lib.) de Bary)	25
1.7.4	Marchitez o fusarium ( <i>Fusarium oxysporum</i> Schlecht).	25
1.7.5	Pudrición del tallo ( <i>Esclerotium rolfii</i> Sacc).	26
1.7.6	Mancha negra del tallo ( <i>Phoma</i> Sacc).	26
1.8	MANEJO INTEGRADO DE PLAGAS DE PLAGAS (MIP)	26
1.8.1	Prácticas de manejo.	26
2.	METODOLOGÍA	28
2.1	UBICACIÓN GEOGRÁFICA	28
2.2	MATERIALES Y MÉTODOS	28
2.3	ACTIVIDADES PREVIAS AL ESTUDIO DE EVALUACIÓN	28
2.3.1	Curso de capacitación.	28
2.3.2	Siembra de materiales en campo.	28
2.3.3	Fertilización.	29
2.3.3	Control de arvenses.	29
2.3.4	Podas.	29
2.3.6	Control de plagas.	29
2.4	EVALUACIÓN PARA LA PRESENCIA DE PATÓGENOS	31
2.5	TOMA DE MUESTRAS PARA ENVÍO AL LABORATORIO	31
2.6	DETERMINACIÓN DEL PORCENTAJE DE INCIDENCIA Y SEVERIDAD	31
2.7	EVALUACIÓN DE NEMÁTODOS ( <i>Meloidogyne</i> sp).	33
3.	ANÁLISIS DE RESULTADOS	35
3.1	DETERMINACIÓN DE LA INICIDENCIA Y SEVERIDAD DE PATÓGENOS EN EL CULTIVO DE LULO ( <i>Solanum quitoense</i> Lam).	35
3.1.1	Fase I (Lote uno).	35
3.1.2	Fase II (Lote dos).	48
3.1.3	Clasificación de los clones.	54
3.2	SELECCIÓN DE LOS MEJORES CLONES	58

3.3 PRESENCIA DE NEMÁTODOS ( <i>Meloidogyne sp.</i> ) EN EL CULTIVO DE LULO ( <i>Solanum quitoense</i> Lam) EN LA FASE I y II.	62
4. CONCLUSIONES	66
RECOMENDACIONES	67
BIBLIOGRAFÍA	68
ANEXOS	71

## LISTA DE TABLAS

	<b>Pág</b>
Tabla 1. Escala utilizada para determinar incidencia y grado de severidad en tallo, fruto, hojas, racimos.	32
Tabla 2. Escala de evaluación para nemátodos ( <i>Meloidogyne sp</i> ) utilizada por Sasser y Taylor.	34
Tabla 3. Incidencia y grado de severidad de Mancha clorótica ( <i>Cladosporium sp</i> Link) en la plantación de lulo ( <i>Solanum quitoense</i> Lam).	36
Tabla 4. Porcentaje promedios de incidencia y grado de severidad de Mancha clorótica ( <i>Cladosporium sp</i> Link.) en cada uno de los clones de lulo evaluados en la fase I.	37
Tabla 5. Porcentaje promedio de Incidencia y grado de severidad causadas por Antracnosis ( <i>Colletotrichum gloeosporioides</i> (Penz.) Penz. & Sacc.) en frutos de la plantación de lulo ( <i>Solanum quitoense</i> Lam).	38
Tabla 6. Porcentaje promedio de incidencia y grado de severidad de antracnosis en fruto de lulo ( <i>Solanum quitoense</i> Lam) para los 21 clones evaluados en la fase I.	39
Tabla 7. Grado de de severidad de <i>Phytophthora infestans</i> en tallo de plantas de lulo ( <i>Solanum quitoense</i> Lam), en los 21 clones evaluados de la fase I.	45
Tabla 8. Porcentaje promedio de incidencia por fusarium ( <i>Fusarium oxysporum</i> Schlecht) en plantas de lulo ( <i>Solanum quitoense</i> Lam).	50
Tabla 9. Incidencia y grado de severidad de <i>Cladosporium sp</i> en la plantación de lulo ( <i>Solanum quitoense</i> Lam) en la fase II.	51
Tabla 10. Incidencia y grado de severidad de <i>Cladosporium sp</i> en la plantación de lulo ( <i>Solanum quitoense</i> Lam) en la fase II.	52
Tabla 11. Incidencia de <i>Cladosporium sp</i> en clones de lulo ( <i>Solanum</i>	55

*quitoense* Lam) en: a) fase I y b) fase II.

Tabla 12. Clasificación según porcentaje promedio de incidencia de antracnosis (*Colletotrichum gloesporoides*) en los clones de lulo 56 (*Solanum quitoense* Lam) en la fase I.

**Pág.**

Tabla 13. Clasificación por porcentaje promedio de incidencia de gota o tizón (*Phytophthora infestans*) en los clones de lulo (*Solanum* 58 *quitoense* Lam) en la fase II.

Tabla 14. Evaluación de nemátodos (*Meloidogyne sp*) en clones de lulo 64 (*Solanum quitoense* Lam) de la fase I.

Tabla 15. Evaluación de nemátodos (*Meloidogyne sp*) en clones de lulo 65 (*Solanum quitoense* Lam) de la fase II.

## LISTA DE FIGURAS

	<b>Pág.</b>
Figura 1. Diagramas estándares de severidad de antracosis en fruto.	33
Figura 2. Diagramas estándares de severidad de antracosis en tallos.	33
Figura 3. Hojas de lulo ( <i>Solanum quitoense</i> Lam) afectadas por Mancha clorótica ( <i>Cladosporium sp</i> Link.).	35
Figura 4. Frutos de lulo ( <i>Solanum quitoense</i> Lam) afectados por Antracosis ( <i>Colletotrichum gloeosporioides</i> ) (Penz.) Penz. & Sacc.).	38
Figura 5 Síntomas de <i>Phytophthora infestans</i> en a) tallo b) ramas	35
Figura 6. Hojas de lulo ( <i>Solanum quitoense</i> Lam) afectadas por <i>Phytophthora infestans</i> .	41
Figura 7. <i>Phytophthora infestans</i> en botón floral de plantas de lulo ( <i>Solanum quitoense</i> Lam).	41
Figura 8. Frutos de lulo ( <i>Solanum quitoense</i> Lam) afectados por <i>Phytophthora infestans</i> .	42
Figura 9. Tratamientos de raspado en tallos de plantas de lulo ( <i>Solanum quitoense</i> Lam) afectadas por ( <i>Phytophthora infestans</i> ).	42
Figura 10. Desarrollo de <i>Phytophthora infestans</i> en tallos de plantas de lulo ( <i>Solanum quitoense</i> Lam).	46
Figura 11. Ataque de <i>Fusarium oxysporum</i> Schlecht en plantas de lulo ( <i>Solanum quitoense</i> Lam)	49
Figura 12. Plantas atacadas por nemátodos ( <i>Meloidogyne sp</i> ) en el cultivo de lulo ( <i>Solanum quitoense</i> Lam).	58

## LISTA DE CUADROS

	<b>Pág.</b>
Cuadro 1. Agente causal y manejo de las principales plagas reportadas en el cultivo de lulo ( <i>Solanum quitoense</i> Lam).	23
Cuadro 2. Clones de lulo ( <i>Solanum quitoense</i> Lam) y procedencia del material de siembra	30
Cuadro 3. Porcentajes promedios de incidencia y grado de severidad causados por Gota ( <i>Phytophthora infestans</i> ) en los diferentes órganos de la planta de lulo ( <i>Solanum quitoense</i> Lam).	44
Cuadro 4. Porcentajes promedios de incidencia y grado de severidad causados por <i>Phytophthora infestans</i> en los diferentes órganos de la planta de lulo ( <i>Solanum quitoense</i> Lam) para los 21 clones evaluados en la fase I.	47
Cuadro 5. Porcentajes promedios de incidencia y grado de severidad causados por <i>Phytophthora infestans</i> en los diferentes órganos de la planta de lulo ( <i>Solanum quitoense</i> Lam) para los 21 clones evaluados en la fase II	53
Cuadro 6. Porcentajes promedios de incidencia y grado de severidad causados por <i>Phytophthora infestans</i> en los diferentes órganos de la planta de lulo ( <i>Solanum quitoense</i> Lam) para los 21 clones de la fase II.	54
Cuadro 7. Clasificación de clones de lulo ( <i>Solanum quitoense</i> Lam) por porcentaje promedio de incidencia de gota o tizón del lulo ( <i>Phytophthora infestans</i> ) en la fase I.	57
Cuadro 8. Comparación de supervivencia vs incidencia de <i>Phytophthora infestans</i> , <i>Colletotrichum gloeosporioides</i> y <i>Cladosporium sp</i> en clones de lulo ( <i>Solanum quitoense</i> Lam) fase I.	59
Cuadro 9. Comparación de supervivencia vs incidencia de <i>Fusarium oxysporum</i> , <i>Phytophthora infestans</i> , <i>Colletotrichum gloeosporioides</i> y <i>Cladosporium sp</i> en clones de lulo ( <i>Solanum quitoense</i> Lam) fase II.	61

## INTRODUCCIÓN

Muchas frutas de origen andino tienen potencial para convertirse en productos Premium de consumo Nacional y de exportación con un alto beneficio económico para los agricultores, entre estas frutas se destaca el lulo (*Solanum quitoense* Lam), el cual pasó de ser una fruta de consumo fresco local para entrar a la industria de jugos, lo que incrementó su valor agregado abriendo nuevos mercados.

En Colombia el cultivo de lulo se encuentra distribuido en varios departamentos (Huila, Valle, Antioquia, Cauca, Risaralda, Nariño, Cundinamarca, Caquetá, Meta), por ser una fruta con potencial de exportación y con aceptación en el mercado nacional e internacional. Además, sirve de apoyo a la economía campesina. Sin embargo, su producción no alcanza a cubrir la demanda local, por lo cual se hace necesario importar este producto del Ecuador, esto debido fundamentalmente al desconocimiento sobre manejo, aparición de nuevas enfermedades, escasa información sobre el daño que estas puedan causar al cultivo o al fruto, susceptibilidad de los materiales cultivados, altos costos de producción, razón por la cual en los últimos años el área sembrada se ha reducido.

Durante el cultivo de lulo, el agricultor realiza grandes esfuerzos para obtener frutos de buena calidad como garantía económica, pero se presentan altas pérdidas físicas en la producción, debido a la presencia de enfermedades durante el desarrollo del cultivo por las características de la fruta que la hacen altamente apetecible. Lo anterior trae como consecuencia altas pérdidas al productor por menor calidad de la fruta y bajos rendimientos de producción.

El área sembrada en el Cauca se estima en 355 hectáreas con producción de 3545 toneladas, (DANE, 2004) afectadas muchas veces por problemas de: antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides*) (Penz.) Penz. & Sacc., tizón del lulo (*Phytophthora infestans*), moho blanco o pudrición blanda del fruto (*Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary), marchites o fusariosis (*Fusarium oxysporum* Schlecht), pudrición del tallo (*Esclerotium rolfii* Sacc.), mancha negra del tallo (*Poma* Sacc.); se destacan además, otras enfermedades causadas por bacterias y nemátodos.

Lo anterior hace necesario la evaluación de materiales de lulo bajo diferentes condiciones edafoclimáticas, razón por la cual esta investigación se propuso los siguientes objetivos:

Objetivo general:

Evaluar la presencia de plagas causadas por patógenos (hongos) en 42 clones de lulo colectados por el CIAT bajo condiciones de la vereda la Rejoya, municipio de Popayán.

Objetivos específicos:

- Verificar la presencia de patógenos en los clones de lulo de estudio (incidencia).
- Evaluar la severidad del daño ocasionado por patógenos en los diferentes órganos de los clones estudiados.
- Identificar los clones de lulo que presentan algún tipo de resistencia o tolerancia a patógenos que puedan causarles daño y seleccionar los de mejor adaptación y comportamiento.

## 1. MARCO TEÓRICO

### 1.1 TAXONOMÍA DEL CULTIVO DE LULO (*Solanum quitoense* Lam).

<b>Nombre común</b>	Lulo.
<b>Nombre Científico</b>	<i>Solanum quitoense</i> L.
<b>Reino</b>	Vegetal
<b>Subreino</b>	Espermatophyta
<b>División</b>	Angiosperma
<b>Subdivisión</b>	Dicotiledónea
<b>Clase</b>	Simpétala
<b>Subclase</b>	Pentacíclica
<b>Orden</b>	Tubiflorales
<b>Familia</b>	Solanáceas
<b>Género</b>	Solanum
<b>Variedades</b>	<i>quitoense quitoense</i> (sin espinas) <i>quitoense septentrional</i> (con espinas)

Fuente: Quinchia, 2006

### 1.2 MORFOLOGÍA DE LA PLANTA

Originaria de Suramérica, particularmente de países del área andina como Ecuador, Colombia y Perú.

El lulo es una planta perenne, un arbusto herbáceo de 1 a 1.5 metros de altura, con tallos gruesos, frágiles y semileñosos con una capa ligera de pelos o vellos y ramas alternas. Posee raíces de tipo carnoso, susceptibles a nemátodos, las cuales pueden profundizar hasta 50 cm.

Hojas grandes similares a terciopelo de color verde-oscuro, morado o blanco, alcanzan de 30 a 45 cm. de largo, de forma oblonga ovalada con los bordes ondulados y con un pecíolo hasta de 15 cm. de longitud, las nervaduras son de color púrpura y muy gruesas.

Flores alternas, de color blanco o lila – pálido están cubiertas por una gruesa “capa” de vellos de color morado claro y están agrupadas en corimbos.

Frutos globosos de color amarillo dorado o naranja tienen de 3 a 8 cm. de diámetro, con pubescencia café, cáscara delgada, cubierta con finos vellos, los que son fácilmente

removibles; internamente, su estructura se asemeja a la del tomate, su pulpa ácida, amarillo verdoso, con numerosas semillas y jugo de color verde. Las semillas son pequeñas, aplanadas de color crema; el lulo vive de 3 a 4 años y comienza a producir al primer año de edad.

La primera labor que se realiza para establecer el cultivo es siembra en semilleros, la germinación puede ocurrir a los 20 y/o 30 días después de la siembra. Treinta días después, cuando las plantas tienen una altura de 10 a 12 cm., están listas para pasarlas a bolsas, lugar donde permanecerán de 40 a 60 días, hasta que las plantas alcancen una altura máxima de 30 a 40 cm., la fructificación se presenta en los siguientes 10 a 12 meses después del trasplante en el terreno.

Es común encontrar dentro de una misma planta tanto flores como frutos en diferentes estados de desarrollo durante todo el año. El periodo de vida es de 3 a 4 años en producción. (Lobo *et al*, 2002)

### 1.3 VARIEDADES

La variedad *Septentrionale* R.E. Schultes y Cuatr., llamada lulo de perro, presenta espinas en ramas, tallo, pecíolo y nervadura.

Otra especie también cultivada, *Solanum topiro* H. & B. (*S. Sessiliflorum* Dun), conocida como tupirú o lulo grande, se diferencia de la anterior porque tiene un crecimiento arbustivo, bien ramificado, tallo succulento, sin espinas y porque la planta está cubierta de pelos ferruginosos.

La segunda generación (F<sub>2</sub>) del híbrido *Solanum hirtum* X *Solanum quitoense*, conocido como lulo La Selva, fue el resultado del mejoramiento genético realizado por Corpoica Regional 4. A diferencia del lulo de Castilla, puede ser cultivado a plena exposición solar, con un ciclo productivo de tres años, rendimiento potencial de 52 ton/ha y resistente al ataque de los nemátodos. Con fruto de color amarillo uniforme, muy atractivo, con vellosidades de fácil desprendimiento, es más dulce y aromático que el lulo de Castilla.

El uso de patrones permite la propagación clonal de selecciones de alto rendimiento, resistentes a plagas, enfermedades y frutos de mayor calidad. Si bien es cierto que los organismos superiores del reino vegetal pueden adaptarse a muy diversas condiciones, cada especie tiene su preferencia ecológica, en la cual evolucionó y, por lo tanto, en la que expresa su máximo potencial de crecimiento y desarrollo. (Bernal, 1998).

#### **1.4 ASPECTOS EDAFOCLIMÁTICOS DEL CULTIVO DE LULO (*Solanum quitoense* Lam).**

**1.4.1 Precipitación.** La cantidad de lluvia debe oscilar entre los 1500 y 2000 mm / año, con una buena distribución de la misma, los periodos prolongados de sequía causan estrés ocasionando caída de flores y frutos, mientras que periodos prolongados de lluvia, hacen susceptible a la plantación a la incidencia de enfermedades fungosas. (Zuleta, 2009).

**1.4.2 Altura.** El lulo se desarrolla eficientemente en zonas comprendidas entre los 1600 y los 2400 m.s.n.m., siendo las condiciones mas óptimas entre los 1800 y los 2000 m.s.n.m., con un rendimiento experimental promedio de 16 ton / ha, durante el ciclo productivo de producción. (Zuleta, 2009).

**1.4.3 Temperatura.** Entre 14°C y 22°C son las óptimas, temperaturas debajo de los 10°C el crecimiento de la planta se detiene. Es sensible a las heladas. Altas temperaturas superiores a 30°C la planta crece pobremente, no da frutos en zonas con altas temperaturas nocturnas, tal vez esta sea una de las razones por lo que ha fracasado su crecimiento en algunas áreas bajas tropicales y subtropicales (Palacios, 2003).

**1.4.4 Tipos de suelo.** Suelos ricos en materia orgánica, profundos, bien drenados, con pH en un rango entre 5.5 - 6.5 y de textura franca hasta franco arenoso o franco arcilloso. En estas condiciones, los rendimientos puede ser de hasta 27 ton / ha con 3.000 plantas por hectárea. El manejo que se haga al suelo no debe disminuir su fertilidad ni alterar su textura; sólo se deben realizar aquellas labores que eviten el encharcamiento, propicien el drenaje y posibiliten el buen desarrollo de las raíces, para lograr un eficiente aprovechamiento del agua, los nutrientes y un adecuado anclaje del sistema radicular (Palacios, 2003).

**1.4.5 Plan nutricional.** Según Palacios (2003), un satisfactorio estado nutritivo se manifiesta en producciones de alto rendimiento y calidad. El lulo, a pesar de ser una planta poco exigente en Nitrógeno, es muy susceptible a las bajas concentraciones de Boro y Magnesio. El primero influye en el transporte de azúcares y hormonas de crecimiento y, junto con el Magnesio, interviene en la formación de las paredes celulares y en la economía hídrica de la planta; por otra parte, el Magnesio es un constituyente esencial de la molécula de clorofila.

La falta de cualquier elemento nutritivo, es un factor limitante para el desarrollo y el crecimiento de la planta y de sus frutos. Sin embargo, no siempre la solución es aplicar fertilizantes, pues la carencia de un determinado elemento nutritivo puede tener varias causas: que el suelo tenga poca cantidad del elemento; que contenga cantidad suficiente

pero éste se encuentre en una forma difícilmente asimilable por la planta; que los demás elementos estén presentes en cantidades tan grandes que hay una carencia relativa en particular; que la cantidad de un elemento existente en la planta impida la acción de otro, y finalmente, que algunas características físicas y químicas del suelo (sequía, encharcamiento, compactación, pH, salinidad, etc.) disminuyan la cantidad asimilable. Las deficiencias de Magnesio en lulo, que se manifiestan por clorosis intervenal en las hojas inferiores, pueden tener origen en la escasez del elemento, (principalmente en suelos de textura ligera y pH ácido), acentuándose los síntomas en épocas de lluvias; en encharcamiento, por un exceso relativo de Potasio y en la falta o el exceso de Nitrógeno. La deficiencia de Boro se manifiesta principalmente en los frutos, cuando presentan rajaduras en la unión con el pecíolo, provocando su caída.

Un programa de fertilización eficiente debe diseñarse con base en los resultados de los análisis de suelo y foliar. Por experiencias prácticas, en la siembra de tipo comercial se han adicionado 1 Kg. de gallinaza, 150 – 200 g de cal dolomita y calfos o fosforita en el hoyo de plantación con 30 a 40 días de anticipación a la siembra.

## **1.5 MANEJO AGRONÓMICO DEL CULTIVO DE LULO (*Solanum quitoense* Lam).**

**1.5.1 Propagación.** La planta se propaga sexual o por semilla y asexual o vegetativa. La que se realiza por semillas tienen un sistema radicular más desarrollado y vigoroso. Para multiplicar el lulo por semilla se recomienda obtenerlas de plantas madres con buena producción, frutos de mejor tamaño, libre de plagas. A los frutos se les extrae la pulpa y se pone a fermentar durante 48 horas en un vaso plástico o de vidrio; luego la pulpa fermentada se lava bien con agua limpia. Extrayendo la semilla la cual se pone a secar a la sombra. La propagación asexual consiste en sembrar trozos de tejidos vegetales, tomados de plantas madres, ésta propagación se caracteriza por la reproducción de toda la información de las plantas progenitoras. (Quinchia, 2006).

**1.5.2 Distancias de siembra.** Ésta depende de la topografía del terreno, de las condiciones climáticas de la zona y de las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo. Las distancias de siembra más adecuadas son de 3 m entre surcos y 3 m entre plantas; 2.5 m entre surcos y 2.5 m entre plantas o 3 m entre surcos y 3 entre plantas; con estas distancias se obtienen unas densidades de siembra que oscilan entre 1100 y 1700 plantas por hectárea. (Zuleta, 2006).

**1.5.3 Fertilización.** El plan de fertilización del cultivo se debe basar tanto en el análisis de suelos, como en el conocimiento de la zona o región donde éste se haya a establecer. Si el suelo tiene un pH inferior a 5.2 es indispensable aplicar Cal dolomítica, a razón de 500 gr/ hoyo. En suelos con alto contenido de materia orgánica, pobres en Fósforo y textura media, los cultivos de lulo responden a la aplicación de cada planta de una mezcla de 22 gr de Urea. 50 gr de Superfosfato triple y 21 gr de Sulfato de Potasio aplicada con

frecuencia trimestral. Para suelos los cuales en promedio tienen un pH entre 3.5 y 5.8, con textura franco – arenosa, contenidos medios de materia orgánica, pobres en Nitrógeno y Fósforo y medios en Potasio se recomienda aplicar al año: materia orgánica 2 a 4 T / ha / año; Nitrógeno 120 a 140 Kg. /ha /año; Fósforo 90 a 135 Kg. /ha / año; Potasio 120 a 140 Kg. / ha / año; Boro 1 a 2 Kg. / ha/ año. (Corpoica, 2002).

**1.5.4 Podas.** La poda según Tamayo (2001) busca equilibrar las condiciones microclimáticas para que se evite el desarrollo de patógenos que puedan afectar la fruta en post-cosecha y facilita la aplicación de químicos en la recolección, Se busca con la poda darle a la planta una arquitectura que permita la buena circulación de aire, la entrada de luz, manejo adecuado, estimular la producción, producir frutos de mayor tamaño, facilitar el manejo del cultivo, eliminar ramas y hojas secas, deformes o enfermas.

En el manejo del cultivo se realizan las siguientes podas:

- **Poda de formación:** consisten en eliminar los chupones basales del tallo que están ubicados por debajo de la primera horqueta, con el fin de evitar el crecimiento excesivo de ramas, mejorar el tamaño de frutos y disminuir la humedad dentro del cultivo, para evitar la presencia de organismos patógenos causantes de enfermedades.
- **Poda de mantenimiento:** consiste en remover partes secas, viejas e improductivas.
- **Poda sanitaria:** consiste en eliminar todas las partes afectadas de la planta para disminuir la incidencia de problemas fitosanitarios.

**1.5.4 Manejo de arvenses.** Las arvenses compiten con las plantas de lulo por agua, luz y nutrientes, estos efectos son más evidentes en las etapas iniciales del cultivo, tanto en vivero como en campo. Las consecuencias se manifiestan con retardo en el crecimiento, plantas raquílicas, cloróticas y con bajas producciones. Además de otros efectos indirectos, tales como la interferencia con otras labores (fertilización, cosecha, controles fitosanitarios, podas).

Es importante mantener el cultivo libre de arvenses, especialmente alrededor de la planta. Cerca al tallo se debe hacer un plateo con machete o guadañadora, en forma superficial para no dañar el sistema radicular. En la calles puede combinarse el control químico con el control mecánico, siguiendo todas las precauciones para evitar daños en la plantas. En todos los casos se recomienda mantener una cobertura vegetal para proteger el suelo y favorecer el desarrollo de la fauna benéfica (Zuleta, 2006).

**1.5.5 Cultivos intercalados.** El lulo se puede sembrar como especie transitoria intercalado con cultivos de clima medio como: cítricos, café, plátano, aguacate y frutales de clima medio. En zonas frías se puede intercalar con frijol, arveja o alguna hortaliza,

durante la fase de establecimiento del lulo, que corresponde a los primeros nueve meses. (Quinchia, 2006).

**1.5.6 Manejo integrado de plagas (MIP).** Según Quinchia (2006) el lulo es atacado por diferentes plagas en las distintas partes de la planta. Su manejo adecuado exige un diagnóstico correcto para realizar un buen control sin causar desequilibrio en el medio ambiente y perjuicio para la salud humana.

- Control mecánico: consiste en manejar algunas plagas con prácticas de recolección manual, preparación del suelo, colocar trampas.
- Control cultural: con este método se le cambia el medio a los insectos, para hacerle desfavorable para su desarrollo.
- Control biológico: es el emplear organismos vivos para manejar una plaga, se puede entender como la protección de los organismos benéficos nativos, evitando la aplicación de venenos muy drásticos.
- Control químico: el uso de sustancias sintéticas producidas en laboratorios, destinadas a matar o intoxicar una o varias plagas.

**1.5.7 Cosecha y poscosecha del fruto de lulo.** En cultivos a plena exposición solar, la cosecha inicia aproximadamente 8 meses después de la siembra. Una vez inicia la cosecha ésta es continua. Con un buen manejo del cultivo puede tener una vida útil de 2 años aproximadamente. Los frutos de lulo se clasifican dentro de los llamados climatéricos, por esta razón las labores de cosecha deben programarse con tiempo, teniendo en cuenta las exigencias del mercado y las distancias hacia los centros de comercialización. Como regla general los frutos de lulo se cosechan en estado pintón aproximadamente con un 40% de maduración, en horas de la mañana y con guantes para facilitar la limpieza de los tricomas frotando los frutos con ambas manos. (Zuleta, 2006).

## **1.6 PLAGAS DEL CULTIVO DE LULO (*Solanum quitoense* Lam).**

Las plagas constituyen uno de los elementos limitantes dentro de la producción de cualquier cultivo. De aquí que su control, sea un factor a tener presente desde la siembra o trasplante hasta la cosecha. Sin embargo muchas veces al no tener un adecuado conocimiento de los posibles microorganismos y patologías asociadas a las distintas especies, y el no saber distinguir claramente la sintomatología que producen distintos hongos, bacterias o virus en las plantas, nos lleva a aplicar medidas de control inapropiadas. De aquí que dentro de un manejo integrado de plagas, el correcto diagnóstico del agente causal del problema, sea clave. (Sandoval, 2004).

Las plagas más importantes en Colombia en el cultivo de lulo son Pasador del fruto *Neoleucinodes elegantalis* (Lep.: Pyralidae: Crambinae), Barrenador del tallo *Alcidion* sp. (Col.: Cerambycidae); actualmente es la plaga de mayor impacto económico, pues se encuentran en varios climas, donde se reporta incidencia de 16.6% y daño de 100%. En cuanto a *N. elegantalis*, el control ha sido con insecticidas altamente tóxicos en forma indiscriminada, poniendo en peligro la salud de agricultores y estabilidad del medio ambiente, dejando residuos tóxicos en los frutos. Las enfermedades de mayor importancia que afectan al lulo son Gota (*Phytophthora infestans*), Antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides*), Pudrición Algodonosa (*Sclerotinia sclerotiorum*), Marchites (*Fusarium oxysporum*) y nemátodos (*Meloidogyne* spp). En donde se estima en 50% las pérdidas por nemátodos, el control químico es costoso y se basa en el uso de organofosforados y carbamatos y algunos agroquímicos de alta residualidad en el suelo. (Corpoica. 2002)

El manejo integral de plagas con su concepción ecológica enfatiza como primer fundamento, el diagnóstico correcto del problema fitosanitario, por consiguiente basados en el diagnóstico, los profesionales conjuntamente con los agricultores pueden seleccionar las estrategias y tácticas de manejo adecuadas, para de esta forma reducir las pérdidas económicas o estéticas sobre las plantas existentes o futuras plantaciones. Por consiguiente, el éxito de las medidas integrales de manejo, fundamentalmente estarán en función de un pronto y adecuado diagnóstico del problema.

El diagnóstico de las plantas enfermas se puede definir como el arte de reconocer por observaciones, estudio o experimentación, la naturaleza de la causa de un problema y los factores que inciden en su desarrollo. La tecnología científica y los principios pertinentes deben estar acompañados con el análisis de las condiciones en que se presenta el problema, en especial el manejo del cultivo y las interacciones planta -agente causal - organismos benéficos - condiciones agroclimáticas, es decir, se requiere de un análisis integral que conlleve a un acertado juicio sobre la etiología del problema y los factores que lo favorecen.

Para interpretar apropiadamente los síntomas en las plantas y relacionarlas al agente causal el diagnóstico debe comprender un conocimiento básico de la morfología, fisiología y nutrición de las plantas, este se puede llevar a cabo a través de diferentes niveles, de acuerdo con el objetivo, la experiencia, recursos físicos y técnicos a disposición del profesional (Anculle, 1999).

**1.6.1 Principales plagas reportadas en lulo.** En el cuadro 1 se reporta el agente causal y el manejo de las principales plagas reportadas en el cultivo de lulo en Colombia.

Cuadro 1. Agente causal y manejo de las principales plagas reportadas en el cultivo de lulo (*Solanum quitoense* Lam).

Nombre común	Agente causal	Manejo y control
Barrenador del cuello de la raíz.	<i>Faustimus apicalis</i>	Control de malezas. Erradicación y quema de plantas atacadas. Control químico.
Acaro de la hoja	<i>Tetranychus cinnabarinus</i>	Químicos basado en azufre
Acaro del cogollo, flores y frutos.	<i>Tarsonemus sp.</i>	Remoción y quema de las partes afectadas. Control químico.
Afidos o Pulgones	<i>Aphis gossypii</i> <i>Myzus persicae</i> <i>Myzus ornato</i>	Biológico con <i>Lysiphebus testaceipes</i> ; <i>Allograpta obliqua</i> y <i>Baccha clavata</i>
Minador de la hoja	<i>Scrobipalpula isochlora</i>	Biológico con <i>Chelonus sp.</i>
Gusano de la flor	<i>Gnorimoschema sp.</i>	Biológico con <i>Chelonus sp.</i>
Pasador del fruto	<i>Neoleucinodes elegantalis</i>	Recoger y quemar de todos los frutos atacados.
Barrenador del tallo y ramas.	<i>Alcidion sp.</i>	Realizar poda sanitaria de ramas y quemar residuos. Control biológico con <i>Agathis sp.</i>
Palomilla de la raíz	<i>Pseudococcus sp.</i>	Control de malezas. Usar insecticidas de contacto o sistémicos.
Nemátodos	<i>Trichodorus sp.</i>	Utilizar patrón resistente
Mancha o gota de la hoja	<i>Botrytis sp.</i> <i>Gloesporium sp.</i>	Disminuir densidad de plantación. Control químico específico.
Mancha amarilla	<i>Cladosporium sp.</i> <i>Cephalosporium sp.</i>	Remoción y quema de las partes enfermas. Control químico.
Mancha negra de los tallos	<i>Phoma sp.</i> <i>Colletotrichum sp.</i>	Remoción de las plantas afectadas. Control químico.
Gotera	<i>Phytophthora infestans</i>	Remoción de frutos y tallos enfermos. Control químico.
Pudrición algodonosa	<i>Sclerotinia sclerotiorum</i>	Evitar el cultivo en zonas con altitud mayor de 2.000 m.s.n.m. y lluviosas. Efectuar poda sanitaria de tallos y ramas. Quemar residuos. Desinfectar herramientas de poda. Aplicar fungicida al suelo.
Podredumbre bacteriana	<i>Erwinia sp.</i>	Control de malezas. Construir drenajes. Desinfectar herramientas de poda. Fertilizar apropiadamente. Evitar heridas en planta y frutos. Erradicar y quemar plantas enfermas.
Antracnosis	<i>Colletotrichum gloesporoides.</i>	Disminuir la densidad de plantación. Controlar malezas. Fertilización apropiada. Realizar poda de formación y sanitaria. Quemar los residuos de la poda. Recoger y quemar los frutos enfermos. Controlar plagas. Cosechar oportunamente. Control químico con fungicidas sistémicos y de contacto en rotación. Aplicar químicos con base de Cobre durante la floración.

Nombre común	Agente causal	Manejo y control
Pudrición amarga	<i>Geotrichum sp.</i>	Cosechar separando los frutos sanos de los enfermos. Evitar las lesiones y heridas en los frutos. Sumergir los frutos en solución de Tiobendazol a 2500 p.p.m.
Moho verde	<i>Penicillium sp.</i>	Evitar los daños mecánicos en los frutos. Aplicar control químico con Tiobendazol a 2500 p.p.m. No realizar la cosecha cuando exista elevada humedad relativa ni en tiempo seco y frío.
Pudrición blanda	<i>Rhizopus sp.</i>	Evitar los daños mecánicos y las heridas en los frutos. Cosechar los frutos sanos separados de los enfermos.
Secamiento descendente	<i>Fusarium sp.</i>	Elevar el pH del suelo antes de la siembra.
Cáncer bacterial	<i>Corynebacterium michiganense</i>	No utilizar esquejes ni semillas de plantas afectadas para la propagación. Desinfectar herramientas de trabajo.
Marchitez bacteriana	<i>Pseudomonas solanacearum</i>	No sembrar en sitios donde se ha presentado la enfermedad. Eliminar y quemar plantas enfermas. Desinfectar herramientas de trabajo. No emplear esquejes. Utilizar patrón resistente.
Mal del tallo	<i>Rhizoctonia sp.</i>	Realizar control preventivo en semilleros.
Mancha perforada de la hoja	<i>Cercospora sp.</i>	Realizar control químico.
Mosaico rugoso. Amarillamiento de la hoja. Hoja de abanico.	Virus	Utilizar semilla botánica proveniente de plantas sanas. Control de áfidos. Erradicar y quemar las plantas enfermas.
Mancha amarilla	<i>Cladosporium sp.</i> <i>Cephalosporium sp.</i>	Remoción y quema de las partes enfermas. Control químico.

Fuente: Corporación Colombia Internacional, Boletín Trópico No. 5, 1999.

### 1.7 PRINCIPALES PATÓGENOS FITOSANITARIOS ASOCIADOS AL CULTIVO DE LULO (*Solanum quitoense* Lam) EN EL DEPARTAMENTO DEL CAUCA

En el Cauca se presentan distintos problemas fitosanitarios que causan pérdidas económicas de importancia en cultivos de lulo como: la Antracnosis (*Colletotricum gloeosporioides* (Penz) Penz & Sacc), tizón del lulo (*Phytophthora infestans*), moho blanco o pudrición blanda del fruto (*Sclerotinia sclerotiorum*), marchitez o fusariosis del fruto (*Fusarium oxysporum* Schlecht), pudrición del tallo (*Esclerotium rolfii*), mancha negra del tallo (*Poma* Sacc); se destacan además, otras enfermedades causadas por bacterias y nemátodos.

**1.7.1 Antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides* (Penz) Penz & Sacc).** La antracnosis es una enfermedad que afecta los frutos pero que también produce lesiones en los tallos. Los daños se presentan en los frutos, inicialmente como lesiones redondeadas en el punto de inserción del pedúnculo con el fruto, de apariencia café que luego se torna negruzca en condiciones de alta humedad relativa. La lesión es hendida en su centro y crece rápidamente cubriendo todo el fruto hasta deformarlo y producir la momificación y caída del mismo. El hongo también produce lesiones de crecimiento lento y tamaño pequeño que se observan alrededor del sitio de inserción del pedúnculo con el fruto, provocando la caída prematura del mismo. Los frutos verdes atacados presentan lesiones con centro color naranja o salmón, lo que corresponde a las esporas del hongo. Cuando los frutos maduros son atacados, se presenta menor esporulación del hongo, y rodeando esta se presenta una mancha de color café claro. Mancha de color café que después se vuelve negra, cubriendo todo el fruto rápidamente hasta deformarlo y secarlo (Corpoica, 2002).

**1.7.2 Tizón del lulo (*Phytophthora infestans* (Mont) de Bary).** En la etapa de almácigo, la enfermedad causa ligera marchitez de las hojas, porque el hongo ataca el cogollo y la base del tallo de las plántulas. Esta enfermedad puede atacar cualquier parte de la planta y en cualquier etapa de desarrollo causando pérdida total de la plantación cuando su control no se hace oportuno. En lulo los ataques se pueden iniciar por los cojines florales y luego pasa a ramas y tallos donde causa doblamiento de estas partes. También puede atacar el cuello de la planta en donde siempre se presenta el complejo con bacterias.

La enfermedad inicia por los cogollos, los cuales se doblan, marchitan, se presenta un adelgazamiento del tallo tomando un color café claro o pardo. En los tallos se observa un crecimiento blanquecino a manera de rocío, que corresponde a las partes reproductivas del hongo que esta causando la enfermedad. Al raspar las lesiones presentes en el tallo se observa una lesión negruzca de bordes irregulares, que va a producir marchitez y muerte de toda la planta (Corpoica, 2002).

**1.7.3 Moho blanco o pudrición blanda del fruto (*Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary).** En condiciones de alta humedad relativa el hongo forma sobre los tallos un crecimiento de color blanquecino y consistencia algodonosa. En ocasiones se pueden observar los esclerocios, como masa pequeñas de color negro y de forma irregular, que son estructuras reproductivas y de sobrevivencia del hongo. Las ramas y los tallos afectados se empiezan a descomponer y luego se marchitan. (Corpoica, 2002).

**1.7.4 Marchitez o fusarium (*Fusarium oxysporum* Schlecht).** Las plantas afectadas presentan, al interior de los tallos, el área de color café, al hacer un corte transversal se observa una coloración negra en los haces vasculares, al avanzar el ataque de la planta presenta marchitamiento hasta que se produce su muerte. (Corpoica, 2002).

**1.7.5 Pudrición del tallo (*Esclerotium rolfsii* Sacc).** El hongo produce un estrangulamiento en la base del tallo y descomposición de la corteza en la base de la planta, ocasionando en algunos casos su muerte (Corpoica, 2002).

**1.7.6 Mancha negra del tallo (*Phoma* sp Sacc).** En el tallo produce lesiones ovaladas de color negro con bordes definidos, estas lesiones se pueden unir hasta cubrir toda la rama (Tamayo, 2001).

## **1.8 MANEJO INTEGRADO DE PLAGAS (MIP)**

El manejo de la mayoría de las plagas que afectan el lulo se realiza tratando de reducir el impacto sobre la producción y maximizando la rentabilidad del cultivo; con el manejo integrado se plantea la necesidad de agrupar todas las medidas de manejo y prácticas culturales para prevenir plagas, algunas de estas prácticas son: manejo de distancias de siembra, fertilización, desyerbas, podas, cosechas oportunas, destrucción de residuos, control de la humedad, luminosidad, desinfección de herramientas de trabajo, empleo de controladores biológicos, revisión constante del cultivo para detectar la presencia de focos de plagas para evitar su disseminación y en algunos casos, realizando control químico, el cual es eficaz solo si se utiliza buen equipo y se aplican bien los productos. (Corpoica, 2002).

**1.8.1 Prácticas de manejo.** Según Zuleta (2009) las siguientes son prácticas que se deben tener en cuenta para el manejo adecuado del cultivo,

- Distancias de siembra amplias de acuerdo a las condiciones climáticas de la zona, que para la cota inferior de los 1400 m.s.n.m. sería de 2.5 por 2.5 m y para la cota superior de los 1800 m.s.n.m. sería de 3.0 por 3.5 m en sistema al triángulo.
- Desinfección de la semilla asexual con una mezcla de yodo agrícola y caldo bordelés
- Inoculaciones de *Trichoderma* sp y/o *Gliocladium* sp al plato de la planta.
- Mantener limpia y aireada la zona del plateo.
- Retirar y quemar fuera del cultivo todas las partes afectadas de las plantas enfermas.
- Pintar el tallo en su base inferior los primeros 30 a 40 cm con pasta bordelesa.
- Aplicaciones foliares de Agrifos (ácido fosforoso) e hidrolatos de cola de caballo, manzanilla, canela y *Trichoderma* sp.
- Manejar las coberturas con arvenses nobles doble propósito, que al mismo tiempo que conserven el suelo de los factores erosivos incorporen nutrientes, además estas permiten el establecimiento de microorganismos benéficos en el suelo.

- Hacer rotación de cultivos con especies de otras familias botánicas
- Aplicación de extractos vegetales repelentes como Alisin (Ají Ajo).
- Instalar trampas de luz
- Hacer recolección manual de frutos afectados tanto del suelo como de la planta y depositarlos en una fosa de repotenciación del control biológico natural.
- Aplicar organismos entomopatógenos como *Bacillus thuringiensis* a la planta y *Metarhizium anisopliae* al suelo para el control de pupas del gusano perforador del fruto (*Neoeucinodes elegantalis*)
- Hacer liberaciones de *Trichogramma* sp

## 2. METODOLOGÍA

### 2.1 UBICACIÓN GEOGRÁFICA

La evaluación se desarrolló en el área del Parque Temático de la Universidad del Cauca, ubicado en la Vereda la Rejoja, a una distancia de 7 kilómetros por la vía de Popayán al Corregimiento del Rosario (Cajibío), con coordenadas geográficas 2°29' Latitud Norte, 76°33' Latitud Este, altura promedio de 1800 metros sobre el nivel del mar, temperatura promedio de 18°C y precipitación promedio anual 1.750 milímetros.

### 2.2 MATERIALES Y MÉTODOS

Como material de investigación se utilizaron 42 clones de lulo (Cuadro 2), procedentes del banco de germoplasma del Centro Internacional de Agricultura Tropical - CIAT, debidamente codificados, los cuales fueron transplantados en bolsas para su previa aclimatación donde se mantuvieron hasta su enraizamiento (3 semanas) y luego se transplantaron a campo para iniciar la evaluación.

Como método estadístico en la fase I y fase II se utilizó bloques completos al azar; en donde se establecieron 4 repeticiones en cada una de las fases, cada repetición contó con 21 parcelas (Anexo a); la parcela útil estuvo conformada por 6 unidades experimentales, las cuales se sembraron a una distancia de 2,5 m entre surcos y 2 m entre plantas, el método de siembra fue a tres bolillo y sus resultados fueron analizados bajo la aplicación de un modelo estadístico.

### 2.3 ACTIVIDADES PREVIAS AL ESTUDIO DE EVALUACIÓN

**2.3.1 Curso de capacitación.** Se realizó un curso de capacitación brindado por el CIAT, para conocer los síntomas y manejo de las principales enfermedades en lulo, toma y envío de muestras al laboratorio, aislamiento e identificación del patógeno y pruebas de patogenicidad para el diagnóstico.

**2.3.2 Siembra de materiales en campo.** El trabajo de investigación se desarrolló en dos fases (I y II), en las cuales se sembraron 21 clones en cada una de ellas. La siembra de materiales de la fase I fue en el mes de Junio de 2007, mientras los materiales de la fase II se sembraron en el mes de marzo de 2008; el clon JS E3 fue el único material que repitió su siembra en la fase II.

**2.3.3 Fertilización.** La fertilización se realizó en forma de corona tapado, la cantidad de fertilizante dependió del estado de desarrollo de la planta, cada vez se fueron aumentando las dosis del fertilizante para cubrir requerimientos nutricionales del cultivo. En la fase I la fertilización se realizó con DAP, inicialmente con dosis de 50 gr. / planta, luego éstas se hicieron mensualmente hasta llegar a 250 gr. / planta. También se realizaron aplicaciones con fertilizaciones foliares con productos como: Starzyme, Nutriphite en dosis de 40 ml / 20 litros y Cristasol 6 gr. / litro, aplicándose intercalado cada ocho (8) días.

En la fase II la fertilización granulada fue realizada con 25- 4- 24 más 21- 0 - 0 – 7 en proporción 1:3, en dosis iniciales de 30 gr. / planta, aumentando hasta llegar a 150 gr. /planta. En la etapa de floración se fertilizo con 14-30-15-1 más 21- 0 - 0 – 7 en relación 1:1, en dosis iniciales de 60 gr. / planta, hasta que se llegó a 120 gr. / planta. También se realizaron fertilizaciones foliares con los mismos productos de la fase I.

**2.3.3 Control de arvenses.** Se cumplió con la labor de mantener el plato de la planta limpio para evitar la competencia de las arvenses por los nutrientes, realizando cerca al tallo un plateo con machete en forma superficial para no dañar el sistema radicular.

**2.3.4 Podas.** En el cultivo se realizaron tres tipos de podas:

- Poda de formación: consistió en eliminar los chupones basales del tallo ubicados por debajo de la primera horqueta, para evitar el crecimiento excesivo de ramas, mejorar el tamaño de frutos, disminuir la humedad dentro del cultivo y evitar la presencia de patógenos causantes de enfermedades. Debido a que se presentaron yemas florales en algunas plantas en los primeros 4 meses de establecido el cultivo, se removieron para permitir el crecimiento vegetativo de la planta.
- Poda de mantenimiento: consistió en remover partes secas, viejas e improductivas.
- Poda sanitaria: consistió en eliminar todas las partes afectadas de la planta para disminuir la incidencia de problemas fitosanitarios.

**2.3.6 Control de plagas.** Para la fase I se aplicó fungicidas al inicio de la etapa de floración, desde este momento se inició un control químico cada ocho días con productos con ingredientes activos como: Mancozeb y Metalaxil para controlar *Phytophthora infestans* en dosis de 5 gr. / litro y Carbendazim en dosis de 10 ml / litro para control de antracnosis, además de recolección de frutos afectados semanalmente.

La fase II contó con control químico desde el momento de la siembra, con los mismos ingredientes y dosis para las mismas patologías.

Para el control de ácaros se utilizaron en las dos fases productos a base de Abamectina, trips Imidacloprid, nemátodos extractos vegetales, chinche y pasador de fruto Deltametrina.

Cuadro 2. Clones de lulo (*Solanum quitoense* Lam) y procedencia del material de siembra

Nº	Código	Productor	Lugar de origen
1	WM E1	Wilson Moriones	Pescador - Cauca
2	DP E1	Diomar Patiño	
3	DP E2		
4	PH E1	Pedro Herrera	
5	PH SI		
6	VM E1	Vitelio Menza	
7	VM E2		
8	SS E1	Saúl Salazar	Tierradentro - Cauca
9	SS E2		
10	JY E1		
11	OJV E1	Orlando y José Valverde	Dapa - Valle del Cauca
12	EC 28	Material original de CEFA, siembra y selección de individuos por Lentini Z. et al.	
13	EC 39		
14	ER 10		
15	ER 19		
16	SEC 27		
17	SEC 31		
18	SER 15		
19	SER 7		
20	SER 9		
21	PL 8		Híbridos Corpoica la Selva
22	PL 11		
23	PL 19		
24	PL 24		
25	PL 35		
26	YD S1	Yolanda Díaz Baena	Tuluá -Valle del Cauca
27	YD E2		
28	YD E3		
29	JS E1	Jorge Solarte	Darien - Valle del Cauca
30	JS E2		
31	JS E3		
32	LH E1		
33	FGE1	Fersaín García	Santa Rosa de Cabal- Risaralda
34	AG E1	Abelardo Gutiérrez	
35	AG E2		
36	OR E1	Olga Rendón Grisales	
37	OR E2		
38	1200043	Semilla sexual del Banco Nacional de Semillas en Corpoica	Valle del Cauca
39	120044		Nariño
40	120052		Cauca
41	120055		Huila

Fuente: Centro Internacional de Agricultura Tropical – CIAT

## 2.4 EVALUACIÓN PARA LA PRESENCIA DE PATÓGENOS

Para la evaluación de patógenos se inspeccionaron, cada 15 días, las plantas, el o los órganos afectados y se registro fotográficamente la sintomatología observada. Los datos recogidos se plasmaron en un registro elaborado especialmente para esta actividad (Anexo b).

Para una adecuada identificación de patógenos en campo, se realizó comparación con registros bibliográficos, que fueron claves para identificar síntomas, signos y forma de distribución en el cultivo. Cuando no se pudo establecer el tipo de patógeno fue necesario reunir información de campo y recolectar muestras para análisis de laboratorio en el CIAT.

## 2.5 TOMA DE MUESTRAS PARA ENVÍO AL LABORATORIO

Cada muestra de la parte afectada se colocó en una bolsa de papel y luego en una bolsa plástica para no diseminar esporas, con los siguientes datos: fecha de recolección, hospedero (clon), número de parcela y repetición; se desinfectó la herramienta de trabajo cada vez que se cambió de planta y se proporcionaron las condiciones de humedad hasta llegar al laboratorio. El laboratorio realizó el análisis correspondiente y reportó el patógeno que estaba afectando el cultivo y el manejo sugerido.

## 2.6 DETERMINACIÓN DEL PORCENTAJE DE INCIDENCIA Y SEVERIDAD

Para determinar el efecto de la enfermedad sobre las plantas se calculó el porcentaje de incidencia y severidad, donde:

La incidencia, se evaluó como el porcentaje de plantas afectadas por el patógeno. Para el análisis, se agruparon los datos de las cuatro repeticiones para cada clon, es decir se evaluó incidencia sobre 24 plantas, ya que cada parcela tuvo 6 plantas a estos datos se les aplicó la formula sugerida por Anculle (1999) este procesos se realizó para cada enfermedad que se presento en el cultivo.

$$Incidencia(I) = \left( \frac{N^{\circ} \text{ de plantas enfermas}}{N^{\circ} \text{ Total de plantas}} \right) * 100\% \quad [2.1]$$

La Severidad, se evaluó como el porcentaje de tejido afectado por el patógeno.

La evaluación de la severidad en campo se realizó con la escala propuesta por el autor (Tabla 1), basada en los diagramas propuestos por Botero (2001) (Figura 1 y 2), esto teniendo en cuenta el grado de afección visual que presentó cada una de las plantas, para luego ser valorada con la fórmula de severidad, en donde se agruparon los datos de todas las repeticiones para cada clon.

La severidad se expresa en proporción de tejido afectado, la fórmula empleada para el cálculo de la severidad (S) utilizando escalas de evaluación fue:

$$Severidad(S) = \left( \frac{\sum N^{\circ} \text{ de plantas por cada grado}}{N^{\circ} \text{ Total de plantas}} \right) * 100\% \quad [2.2]$$

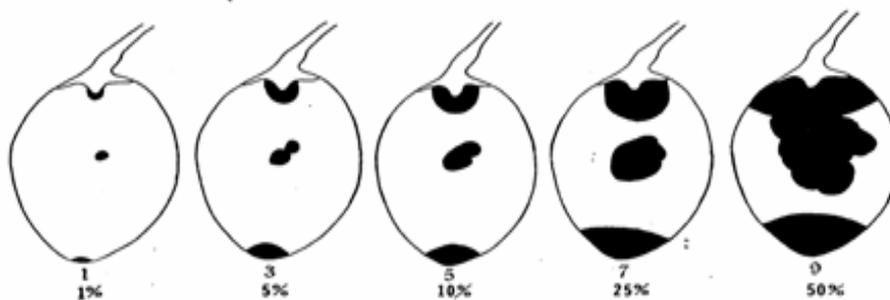
Fuente: Anculle, 1999.

Tabla 1. Escala utilizada para determinar incidencia y grado de severidad en tallo, fruto, hojas, racimos.

Descripción	Grado de severidad	Clasificación
Síntomas leves , afectando el 1-3% del área	1	<b>tolerante</b>
Síntomas cubriendo el 3-5%	2	
Síntomas cubriendo el 5-7%	3	
Síntomas cubriendo el 7-10%	4	
Síntomas cubriendo el 10-17%	5	
Síntomas cubriendo el 17-20%	6	<b>medianamente tolerante</b>
Síntomas cubriendo el 20-30%	7	
Síntomas cubriendo el 30-40%	8	<b>susceptible</b>
Síntomas cubriendo el 50% o mas	9	<b>Muy susceptible</b>

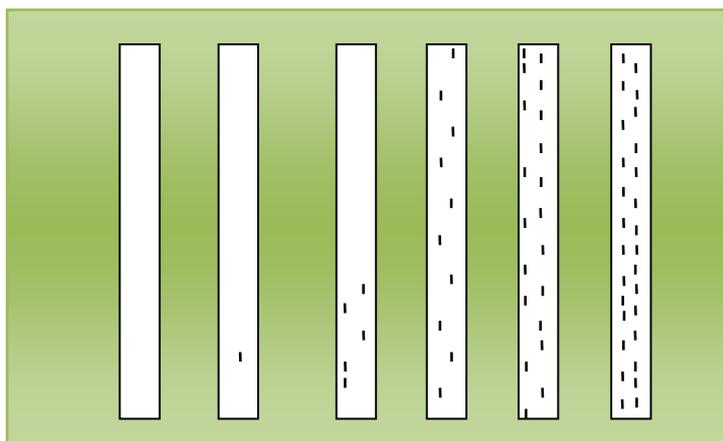
Fuente: El autor

Figura 1. Diagramas estándares de severidad de antracosis en fruto.



Fuente: Botero, 2001

Figura 2. Diagramas estándares de severidad de antracosis en tallos.



Fuente: Botero, 2001.

## 2.7 EVALUACIÓN DE NEMÁTODOS (*Meloidogyne* sp).

La evaluación de nemátodos se realizó bajo el índice de nudosidad con base en la escala de evaluación utilizada por Sasser y Taylor (1983) (Tabla 2) donde el índice de nudosidad se determina con base en el número de agallas por raíz de la siguiente forma.

Tabla 2 Escala de evaluación para nemátodos (*Meloidogyne* sp) utilizada por Sasser y Taylor

<b>Grado</b>	<b>Número de individuos en el muestreo</b>	<b>clasificación</b>
0	0	Plantas que no muestran agallas en la raíz, estas plantas se clasifican como inmunes.
1	1 - 2	Cuando la raíz presenta de 1 a 2 agallas, la planta se considera resistente.
2	3 - 10	Cuando la planta presenta de 3 a 10 agallas en la raíz; es considerada medianamente resistente.
3	11 - 30	Si hay de 11 a 30 agallas, la planta es considerada como moderadamente susceptible.
4	31 - 100	Si existen de 31 a 100 agallas la planta es considerada como susceptible.
5	>100	Si la raíz presenta más de 100 agallas, la planta es considerada altamente susceptible.

### 3. RESULTADOS

#### 3.1 DETERMINACIÓN DE LA INCIDENCIA Y SEVERIDAD DE PATÓGENOS EN EL CULTIVO DE LULO (*Solanum quitoense* Lam).

Como el ensayo se realizó en dos fases evaluando 21 clones en cada una, los resultados se analizaron por fase (I y II).

**3.1.1. Fase 1 (Lote uno).** En la fase uno se presentaron 3 enfermedades limitantes para la producción: mancha clorótica (*Cladosporium* sp Link), Antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides* (Penz) penz & Sacc.) y gota o tizón del lulo (*Phytophthora infestans* (Mont.) de Bary). La que se consideró menos limitante en producción por la incidencia y severidad fue mancha clorótica, seguida por antracnosis y la que mayor daño causó al cultivo fue gota o tizón que afectó todas las partes de la planta y ocasionó pérdidas hasta del 70%. A continuación se describe cada una de ellas:

**a) Mancha clorótica (*Cladosporium* sp Link).** La enfermedad se manifestó a lo largo del ciclo productivo de todos los clones. Los primeros síntomas se presentaron en las hojas bajas manifestándose como manchas cloróticas por el haz y la lesión típica consiste en una mancha de color café aterciopelado por el envés de las hojas. Estas aparecieron en cualquier parte de la lámina foliar. En la Figura 3 b se puede observar el grado de severidad en las hojas de la planta, esta presenta un índice de 9 según escala de calificación. (Tabla 1).

Figura 3. Hojas de lulo (*Solanum quitoense* Lam) afectadas por Mancha clorótica (*Cladosporium* sp Link.) a) Síntomas por el haz y b) Síntomas por el envés, severidad de 9.



Foto: El autor

Tabla 3. Incidencia y grado de severidad de Mancha clorótica (*Cladosporium sp* Link) en la plantación de lulo (*Solanum quitoense* Lam).

Días post- siembra	Temperatura °C	Humedad R. %	Incidencia %	Grado de Severidad
216	18,6	89,5	80,7	3,4
227	17,5	87,4	17,0	0,3
244	17,8	86,6	6,2	0,1
251	17,6	83,4	8,2	0,1
299	18,1	83,5	12,9	0,2
313	18,2	87,2	48,3	0,9
327	19,0	81,6	65,6	1,1
355	18,1	86,7	51,9	0,6
369	18,8	86,2	74,7	1,5
383	17,9	82,4	86,2	1,4
397	18,3	77,3	85,9	1,6
411	18,3	79,6	92,0	2,2
439	17,8	85,0	76,0	1,2
453	19,0	71,6	96,0	2,3
467	17,8	83,8	100,0	3,6

Fuente: El autor

En la tabla 3 se observa el comportamiento de la enfermedad a lo largo del ciclo productivo del lulo, la incidencia se evidencia en el periodo de floración día 216 después del transplante y cae repentinamente, esto se debió básicamente al control químico y al cultural que se realizó al cultivo (poda fitosanitaria), donde la patología se controló pero no se erradicó, manteniéndola en niveles bajos de severidad debido a que es un hongo filamentoso, de crecimiento lento (Bayer, 2008), posteriormente vuelve a incrementarse, coincidiendo nuevamente con floración y fructificación. Debido a la presión de enfermedades las plantas estaban muy débiles y no se pudo realizar nuevamente poda fitosanitaria, por lo que la enfermedad llegó al máximo de incidencia.

A pesar que todas las plantas estaban afectadas por el patógeno, la severidad se mantuvo relativamente constante y baja, por lo que se considera no afectó mucho al cultivo.

La incidencia y el grado de severidad de la mancha clorótica (*Cladosporium sp* Link.), parece estar favorecidas por la temperatura y humedad relativa presentadas en la región, temperatura promedio de 18 °C aproximadamente y la humedad relativa superior al 80% , lo que coincide con lo reportado por Bayer (2008), quien afirma que los conidios se encuentran frecuentemente en el aire de zonas templadas desarrollándose a temperaturas de 18°C, produciendo abundantes conidios siendo las mayores concentraciones a finales de la temporada seca.

Tabla 4. Porcentaje promedios de incidencia y grado de severidad de Mancha clorótica (*Cladosporium sp* Link.) en cada uno de los clones de lulo evaluados en la fase I.

Nº	Genotipo	Incidencia %	Grado de Severidad
1	JS E3	42,5	0,8
2	ER 10	43,1	0,8
3	SEC 27	47,3	1,1
4	DP E1	50,4	1,1
5	EC 39	51,9	1,1
6	JY E1	55,6	1,1
7	EC 28	56,7	1,2
8	SER 7	56,7	1,2
9	ER 19	58	1,2
10	WM E1	59,2	1,4
11	SS E2	59,6	1,3
12	VM E2	60,1	1,1
13	SER 9	62,5	1,2
14	OJV E1	63,1	1,2
15	PH S1	63,9	1,4
16	VM E1	64,1	1,6
17	SEC31	67,8	1,8
18	SER 15	68,8	1,5
19	DPE2	68,9	1,9
20	PH E1	69,1	1,7
21	SS E1	78,1	2

Fuente: El autor

Teniendo en cuenta la tabla 4, se puede observar que de los 21 clones de la fase I, 18 presentaron incidencia superior al 50% lo que significó que todos fueran susceptibles a *Cladosporium sp* y solo 3 (JS E3, ER 10, SEC 27) estuvieran por debajo de ésta, pero superaron el 40%. Es importante resaltar que la mayoría de clones presentaron baja severidad ya que ésta no sobrepasó el grado 2, indicando que los síntomas se presentaron en un 3 a 5% de la lámina foliar; lo anterior se atribuyó al control cultural permanente al que fueron sometidos los clones, específicamente a las labores de poda.

**b) Antracnosis o pudrición seca del fruto (*Colletotrichum gloeosporioides* (Penz) Penz & Sacc).** Los daños se presentaron en frutos, inicialmente como lesiones redondeadas en el punto de inserción del pedúnculo, de apariencia café que luego se tornó negruzca. La lesión fue hendida en su centro y creció rápidamente cubriendo todo el fruto hasta deformarlo y producir su caída (Figura 4).

Los frutos verdes atacados presentaron lesiones con centro de color naranja o salmón, lo que corresponde a las esporas del hongo.

Figura 4. Frutos de lulo (*Solanum quitoense* Lam) afectados por Antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides*) (Penz.) Penz. & Sacc.).



Foto: El autor

Tabla 5. Porcentaje promedio de Incidencia y grado de severidad causadas por Antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Penz. & Sacc.) en frutos de la plantación de lulo (*Solanum quitoense* Lam).

Días pos transplante	Temperatura °C	Humedad Relativa %	Incidencia %	Grado de Severidad
313	18,2	87,2	8,1	1,2
327	19,0	81,6	5,1	0,8
341	17,6	88,7	1,3	0,7
355	18,6	84,8	2,7	0,8
369	18,8	86,2	0,0	0,0
383	17,9	82,4	0,0	0,0
397	18,3	77,3	7,3	0,9
411	18,3	79,6	4,2	0,7
425	17,5	84,0	10,7	1,2
439	18,0	84,9	14,4	1,0
453	19,0	71,6	6,3	1,5

Fuente: El autor

Las condiciones climáticas para el desarrollo de la antracnosis fueron óptimas, ya que se presentaron temperaturas entre 17.5 y 19 °C con humedad relativa hasta del 90%, además, de cambios abruptos de clima pasando de tiempo lluviosos a tiempos secos o viceversa, coincidiendo con lo reportado por Bayer, 2008, donde describe que los daños por antracnosis se ven favorecidos por temperaturas entre 15 y 20 °C y humedad relativa

alta, donde las conidias son diseminadas por el viento, lluvia, aperos de trabajo y operarios del campo. El hongo puede permanecer latente en condiciones desfavorables, y cuando es activado, los síntomas se desarrollan con gran rapidez. Para un correcto desarrollo, necesita un tiempo húmedo y lluvioso. (Tabla 5).

A pesar de las condiciones climáticas óptimas para el desarrollo de la enfermedad, se encuentra que hubo baja incidencia y severidad, esto se debió posiblemente a que las plantas no presentaron buena producción porque habían sido afectadas por *Phytophthora infestans* y hubo caída prematura de fruto. Es importante anotar que durante mucho tiempo, el causante de la caída de fruto pequeño fue atribuido hongo *Colletotrichum gloeosporioides* que produce en medio de cultivo una colonia de color anaranjado de lento crecimiento (Orozco, 2001).

Tabla 6. Porcentaje promedio de incidencia y grado de severidad de antracnosis en fruto de lulo (*Solanum quitoense* Lam) para los 21 clones evaluados en la fase I.

Nº	Genotipo	Incidencia %	Grado de Severidad
1	SEC 27	0,6	0,9
2	SER 7	0,9	0,7
3	SER 15	0,9	0,6
4	SER 9	1	0,2
5	SEC31	1,7	0,8
6	DP E1	2,8	0,9
7	PH E1	4,2	2,6
8	JY E1	4,3	0,8
9	SS E1	4,4	1
10	ER 10	4,4	1,3
11	DPE2	4,6	1,7
12	VM E2	4,9	0,8
13	OJV E1	4,9	2
14	WM E1	5,8	0,8
15	JS E3	6,7	0,4
16	PH S1	7,2	1,1
17	SS E2	11,9	1,1
18	EC 39	14,4	0,8
19	VM E1	16,6	0,3
20	ER 19	18,7	0,8
21	EC 28	22,7	0,9

Fuente: El autor

Como se puede observar en la tabla 6, para los 21 clones la mayor incidencia la tuvo el clon EC28 con 22.7%, pero el grado severidad fue bajo comparado con el grado que presentó el clon PHE1 de 2.6. En términos generales se reporta que la antracnosis es una enfermedad que puede causar pérdidas de producción, sino se controla oportunamente. Según Bayer (2002), el hongo puede permanecer latente en condiciones desfavorables y

cuando es activado, los síntomas se desarrollan con gran rapidez y para un correcto desarrollo, necesita un tiempo húmedo y lluvioso. En este caso no se pudo reportar efecto en producción, porque no se lograron datos suficientes por pérdidas de hasta el 70% de las plantas por *Phytophthora infestans* (Mont.) de Bary, además la plantación existente a esta época presentó escasa producción.

Los clones OJVE1 y PHE1 fueron muy susceptibles a antracnosis ya que presentaron el mayor grado de severidad 2 y 2.6 respectivamente, es decir los síntomas cubrieron el 3 al 5% de los frutos de lulo. Los clones SSE2, PHS1, ER10, DPE2, mostraron una severidad menor en comparación a los clones anteriormente nombrados; los otros 15 clones (Tabla 6), el grado de severidad de la antracnosis no llegó al grado 1, siendo estos los clones que toleraron la presencia de la enfermedad.

Para el control de la antracnosis en fruto se hicieron podas y recolección de frutos afectados semanalmente, práctica recomendada por Orozco (2001) en la que se afirma que la poda o deshoje disminuyen la incidencia de la enfermedad y la recolección de los frutos afectados disminuye las fuentes de inóculo y reduce las pérdidas por la enfermedad.

**c) Gota o Tizón (*Phytophthora infestans* (Mont.) de Bary).** El ataque de *Phytophthora infestans* se inició en el periodo vegetativo, observándose primero en el cuello de la raíz, mostrando un estrangulamiento; luego se presentó en tallo (Figura 5 a) y posteriormente en ramas (Figura 5 b), iniciando con una lesión negruzca que rodeó el tallo y al cortar el tejido afectado, se notaba necrosis del área vascular con descomposición del tejido. Cuando esta enfermedad se presentó en ramas estas se doblaron y se marchitaron.

Se observó en el tallo la presencia de un micelio blanco, que corresponde a las partes reproductivas del hongo que causó la enfermedad.

Figura 5 Síntomas de *Phytophthora infestans* en a) tallo b) ramas



En las hojas el hongo *Phytophthora infestans* se reconoció fácilmente porque éste causó una lesión castaño oscuro de bordes irregulares, rodeado por un halo clorótico. (Figura 6).

Figura 6. Hojas de lulo (*Solanum quitoense* Lam) afectadas por *Phytophthora infestans*.



Foto: El autor

En el botón floral los síntomas se manifestaron con cambio de color que pasó de morado a pardo, (Figura 7), estos botones se secaron y se desprendieron fácilmente, lo cual coincide con lo reportado por Corpoica (2002).

Figura 7. *Phytophthora infestans* en botón floral de plantas de lulo (*Solanum quitoense* Lam).



Foto: El autor

En los frutos *Phytophthora infestans* se presentó con una lesión que inició en la base del pedúnculo del fruto y avanzó irregularmente con una mancha de color café oscuro hacia el centro, hasta cubrirlo totalmente, esta lesión produjo pudrición blanda y descomposición de la corteza y pulpa (Figura 8).

Figura 8. Frutos de lulo (*Solanum quitoense* Lam) afectados por *Phytophthora infestans*.



Foto: El autor

Dada la incidencia y severidad del hongo *Phytophthora infestans*, que presentaron las plantas al inicio de la floración, se realizó un tratamiento que consistió en eliminar botones, ramas y frutos afectados. En tallos se tuvo el mayor grado de severidad, superior al 30%, para la cual se hizo control cultural por medio de un raspado hasta encontrar tejido sano, posteriormente se aplicó una pasta cicatrizante (Figura 9), que contenía como ingrediente activo Mancozeb y un coadyuvante; otra medida de control que se tomó fue la aplicación de fungicidas calendario cada ocho días, por esta razón para los siguientes días, el porcentaje de incidencia y el grado de severidad, se redujo notablemente, dando muestras de la efectividad del control; a pesar de que el inóculo se hallaba presente en el lote, es decir se paso de manejo limpio a manejo químico.

Figura 9. Tratamientos de raspado en tallos de plantas de lulo (*Solanum quitoense* Lam). afectadas por (*Phytophthora infestans*).



Foto: El autor

Para el periodo de fructificación (397 días) nuevamente hay presencia de la enfermedad pero con baja severidad, como se estaba haciendo control químico cada 8 días solo se manifestó en algunos clones, pero de manera discontinua, es decir, no siempre fue en los mismos individuos (Anexo b).

El patógeno no presenta actividad visible en botón y fruto, en el periodo comprendido entre formación de fruto e inicio de madurez; pero en la etapa de madurez fisiológica y cosecha la incidencia se fue incrementando hasta alcanzar el 66% y el grado de severidad sólo llegó al 2.52 indicando que los síntomas fueron leves y afectaron solo el 1 al 3%; esto se vio asociado a las condiciones climáticas muy variables que favorecieron la presencia y dispersión de la enfermedad.

Como se muestra en el cuadro 3, la incidencia de Gota (*Phytophthora infestans*) en hojas no llegó al 11%, lo que indica que no representó un problema mayor, además el índice de severidad no alcanzó el grado uno (1) lo que corresponde a síntomas leves que cubren superficies inferiores al 3%, debido a que la incidencia fue baja y se aplicaron métodos de control eficientes; con esto se afirma que *Phytophthora infestans* en hojas no es una enfermedad que cause mayores daños a la plantación de lulo, siempre que se mantenga un control adecuado para ésta.

En el Cuadro 3 se muestra la etapa de desarrollo del cultivo, los porcentajes promedios de incidencia y el grado de severidad causados por Gota o Tizón tardío (*Phytophthora infestans*) en los diferentes órganos (tallo, hojas, botón, fruto) de la planta de lulo (*Solanum quitoense* Lam).

Cuadro 3. Porcentajes promedios de incidencia y grado de severidad causados por Gota (*Phytophthora infestans*) en los diferentes órganos de la planta de lulo (*Solanum quitoense* Lam).

Temperatura °C	Humedad relativa %	Etapa	Días post- transplante	Tallo		Hojas		Botón		Fruto	
				I %	S	I %	S	I %	S	I %	S
17,9	84,6	FLORACIÓN	202	100	8,04	10,3	0,27	83,1	6,5	23,9	1,7
18,6	85,9		216	98,1	3,48	9,5	0,13	6,7	0,2	10,0	0,52
18,6	89,5		227	8,6	0,11	6	0,08	0,44	0,004	0	0
17,5	87,4		244	7,2	0,08	1,8	0,02	0,48	0,005	0	0
17,8	86,6	FRUCTIFICACIÓN	251	0,8	0,01	1,6	0,02	0,48	0,005	0	0
17,6	83,4		299	1,2	0,02	3,7	0,03	0	0	0	0
18,1	83,5		313	6,7	0,07	6,0	0,05	0	0	0	0
18,2	87,2		327	3,9	0,04	1,1	0,04	0	0	0	0
19,0	81,6		355	0,0	0	4,1	0,04	0	0	0	0
18,1	86,7		369	0,0	0	4,3	0,04	0	0	0,5	0,12
18,8	86,2		383	0,0	0	10,2	0,1	0	0	0,1	0,12
17,9	82,4		397	0,5	0,05	10,6	0,11	0	0	0,08	0,22
18,3	77,3	COSECHA	411	0,0	0	5,7	0,06	2,9	0,0029	0	0
18,3	79,6		425	0,0	0	3,1	0,03	4,4	0,059	0	0
17,8	85,0		439	0,0	0	3,4	0,03	17,5	0,305	0	0
19,0	71,6		453	0,0	0	1,6	0,02	29,0	0,85	0	0
17,8	83,8		467	0,0	0	6,8	0,1	66	2,52	0	0

I=incidencia S= Grado de Severidad

Fuente: El autor

Según Bayer (2008), las condiciones ideales para el crecimiento y multiplicación de *Phytophthora infestans* son temperaturas diurnas cálidas con un óptimo de 18°C, humedad relativa superior al 80%, rocío fuerte o lluvias frecuentes, cambios bruscos de temperatura, lo cual coincide con las condiciones climáticas de la región de estudio donde la temperatura osciló entre 17.5 y 19°C, y la humedad relativa entre 71.61 y 89.5% (Cuadro 3) favoreciendo la aparición de la enfermedad.

En la tabla 7, se muestra el inicio de la enfermedad *Phytophthora infestans* en tallo y el grado de severidad de los 21 clones evaluados en la fase I, observándose que los daños son muy severos ya que están por encima del grado 7.

Tabla 7 Grado de severidad de *Phytophthora infestans* en tallo de plantas de lulo (*Solanum quitoense* Lam), en los 21 clones evaluados de la fase I.

Nº	Genotipo	Grado de Severidad
1	PH E1	7
2	EC 28	7,5
3	VM E2	7,5
4	EC 39	7,7
5	SER 7	7,7
6	VM E1	7,7
7	DPE2	7,8
8	PH S1	7,8
9	JY E1	7,9
10	ER 10	8,0
11	SEC 27	8,1
12	SS E1	8,1
13	JS E3	8,1
14	OJV E1	8,2
15	SEC31	8,3
16	ER 19	8,3
17	SS E2	8,4
18	WM E1	8,4
19	DP E1	8,6
20	SER 15	8,9
21	SER 9	8,9

Fuente: El autor

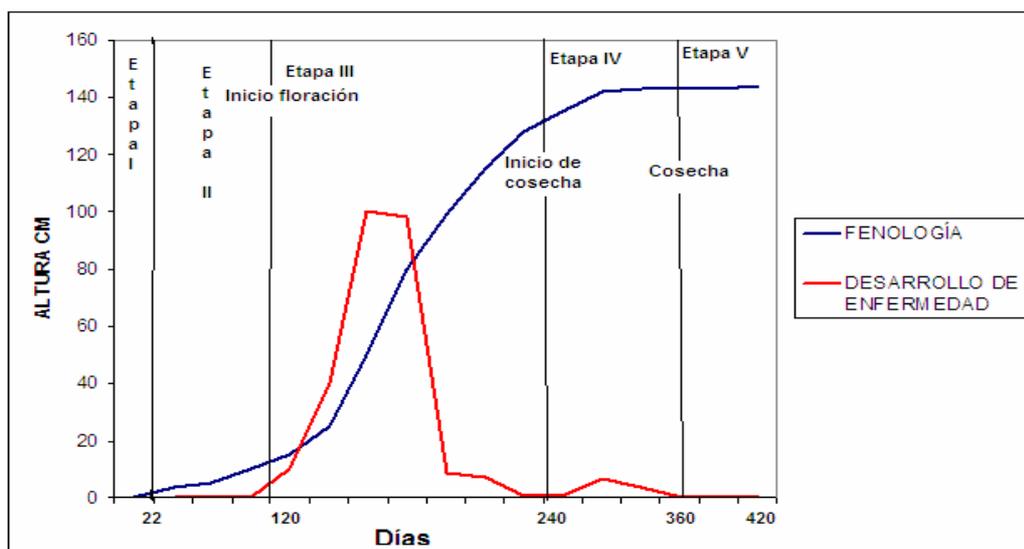
La incidencia de la enfermedad en los tallos del lote fue del 100%, indicando la susceptibilidad de los 21 clones a los 202 días posteriores al transplante (tabla 7) en donde se presentó un grado de severidad mayor a 7, lo que corresponde a un porcentaje de tejido afectado superior al 30%. Debido a este ataque severo, se presentó una alta mortalidad de plantas.

*Phytophthora infestans* en tallo produjo el ataque más severo y provocó una altísima mortalidad en la totalidad de los clones, la gran mayoría de ellos quedaron en muy malas

condiciones después del tratamiento de raspado del tallo y al momento del llenado del fruto algunos de ellos se volcaron.

Al final de la evaluación los clones SEC31, SER9, SEC27, SER 15, SER 7 aunque presentaron un bajo número de individuos, mostraron buen vigor, abundante follaje y buena producción en comparación con los demás clones.

Figura 10. Desarrollo de *Phytophthora infestans* en tallos de plantas de lulo (*Solanum quitoense* Lam).



Fuente: El autor

La incidencia de *Phytophthora infestans* en el lulo en lo concerniente a tallos fue más notoria en la etapa de floración conforme a lo reportado por Corpoica (2002). En la etapa cuatro (IV) se observa una reincidencia de la enfermedad, gracias a la presencia de botones florales y frutos, mostrando una baja incidencia la cual se pudo controlar mediante tratamientos químicos para nuevamente llevarla a niveles de cero (Figura 10).

Cuadro 4. Porcentajes promedios de incidencia y grado de severidad causados por *Phytophthora infestans* en los diferentes órganos de la planta de lulo (*Solanum quitoense* Lam) para los 21 clones evaluados en la fase I.

Nº	Genotipo	Tallo		Hojas		Botón floral		Fruto	
		I %	S	I %	S	I %	S	I %	S
1	DPE2	33,3	2,1	8,6	0,1	38,2	1,0	19,6	0,6
2	PH E1	52,8	2,0	11,2	0,2	32,7	0,9	14,0	0,9
3	EC 39	41,2	2,1	5,1	0,1	10,6	0,5	0,0	0,0
4	VM E2	35,9	1,8	11,2	0,1	32,9	1,5	14,8	2,0
5	EC 28	32,9	1,7	6,9	0,1	20,1	1,0	16,9	1,1
6	VM E1	40,4	1,9	6,6	0,1	26,5	1,5	0,1	0,5
7	SS E1	36,4	2,0	7,8	0,1	30,6	1,5	5,0	0,8
8	SEC31	33,3	2,1	5,6	0,1	16,9	1,2	5,7	0,6
9	ER 19	33,3	1,8	1,5	0,0	10,1	0,8	0,0	0,0
10	JS E3	33,8	2,0	9,8	0,1	18,2	1,0	8,6	0,3
11	ER 10	40,9	2,0	2,2	0,0	24,3	1,2	0,0	0,0
12	DP E1	39,2	2,0	2,6	0,0	11,9	0,9	10,0	0,3
13	PH S1	43,3	1,9	3,5	0,0	33,5	1,6	5,0	0,7
14	WM E1	38,5	2,0	3,6	0,0	30,1	1,5	11,4	0,3
15	SS E2	38,5	2,1	1,3	0,0	25,0	1,4	5,0	0,6
16	JY E1	36,8	1,8	7,8	0,1	24,5	1,5	7,9	0,6
17	SEC 27	36,1	1,9	3,4	0,1	17,8	1,0	4,8	0,1
18	SER 9	33,3	2,0	3,4	0,1	20,4	1,2	4,2	0,1
19	SER 7	35,6	2,1	4,6	0,1	12,5	1,0	6,0	0,1
20	OJV E1	38,2	1,9	2,8	0,0	22,8	1,0	5,2	0,9
21	SER 15	44,7	3	3,0	0,1	11,7	0,9	3,2	0,8

I: incidencia S: Grado de severidad

Fuente: El autor

En el cuadro 4 se muestran los promedios de cada uno de los 21 clones durante los 467 días de evaluación, en el cual, el clon SER 15 es el que presenta mayor porcentaje de severidad donde las lesiones cubrieron el 5 al 7% del tallo, es decir con un grado de severidad del 3; los demás presentan un grado no mayor al 2,1, indicando que el daño en tallo de estos clones durante toda la evaluación se pudo disminuir con el tratamiento químico que se brindó, de esta forma se logró reducir y/o controlar un daño mayor en sus tejidos, bajando así la presencia de esta enfermedad en el cultivo. Los clones PHE1 y PHS1 fueron los que presentaron la enfermedad en mayor número, (anexo c) pero con un grado de severidad de 2 que es el valor promedio de los demás clones, por lo tanto a pesar de ser clones con más incidencia no presentaron mayor daño en sus tejidos.

Se podría decir que *Phytophthora infestans* en hojas para los 21 clones no representa gran importancia, ya que el nivel de severidad es bajo como lo muestra el cuadro 4 menor al grado 1, lo que indica que el daño en el tejido foliar fue muy leve, mostrando que esta enfermedad es poca lesiva a la planta, aclarando que si no se realizan los

controles adecuados de manejo al cultivo esta enfermedad podría ocasionar daños a la planta.

La incidencia de *Phytophthora infestans* en botón floral en los diferentes clones no sobrepasó el 40%, presentándose con mayor porcentaje en los clones WME1, SSE1, PHE1, VME2, PHS1, DPE2, por otro lado se destacan los clones que tienen un porcentaje de incidencia no mayor al 19% como son ER19, EC 39, SER 15, DPE1, SER7, SEC 31, SEC 27, JSE3 y los clones EC28, SER 9, OJVE1, ER10, JYE1, SSE2, VME1, con un porcentaje de incidencia entre 20 y 27%, cabe destacar que cuando se presentó la mayor incidencia de la enfermedad se realizaron controles químicos para evitar así su propagación y disminuir su daño al cultivo.

La severidad de esta enfermedad para los clones es leve puesto que el máximo grado fue del 1,6 con síntomas del 3 al 5% en botón, indicando que si esta enfermedad es controlada oportunamente no causaría pérdidas mayores a la producción.

*Phytophthora infestans* en fruto fue una enfermedad que poco prevaleció en el cultivo, ya que se tuvieron las medidas necesarias para su control, además de esto, también influyó la poca producción de lulo.

Las condiciones climáticas del área de estudio resultaron fueron las más apropiadas para el desarrollo y dispersión de *Phytophthora infestans* ya que la temperatura estuvo por encima de los 18°C la humedad relativa fue superior a 80%.

**3.1.2 Fase 2. (Lote 2)** En la fase II, se establecieron 21 clones de lulo, el clon JS E3 fue el único que se repitió en las dos fases; el manejo fue químico, con fumigaciones calendario cada 8 días con fungicidas, fertilizantes granulados y fertilización foliar en la fase final.

A continuación se nombran las patologías que se presentaron en esta fase:

**a) Marchites o Fusarium (*Fusarium oxysporum* Schlecht).** Las plantas afectadas mostraron síntomas de marchitamiento (Figura 11a) y muerte de la planta. Al realizar corte transversal del tallo se observó un área de color café, y una coloración negra en los haces vasculares (Figura 11b).

Figura 11. Ataque de *Fusarium oxysporum* Schlecht en plantas de lulo (*Solanum quitoense* Lam) a) Planta de lulo b) tallo de lulo



Foto: El autor

Las plantas que presentaron síntomas de enfermedad fueron eliminadas y retiradas fuera del cultivo en una bolsa plástica para no diseminar las esporas del hongo y en los sitios donde se erradicaron las plantas afectadas se aplicó para desinfección del sitio.

En la tabla 8 se observa el porcentaje promedio de incidencia por fusarium en los 21 clones de la fase II, no se tuvo en cuenta severidad porque cada planta que presentaba esta enfermedad fue retirada del cultivo.

Tabla 8. Porcentaje promedio de incidencia por fusarium (*Fusarium oxysporum Schlecht*) en plantas de lulo (*Solanum quitoense* Lam).

Nº	Genotipo	Incidencia %
1	PL19	0,0
2	PL24	0,0
3	120052	0,0
4	PL8	0,0
5	ORE1	0,0
6	PL35	0,0
7	PL11	0,0
8	AGE1	0,0
9	120043	0,0
10	120044	4,2
11	ORE2	12,5
12	YDE2	16,7
13	LHE1	16,7
14	YDS1	16,7
15	JSE1	16,7
16	JSE3	16,7
17	YDE3	16,7
18	AGE2	16,7
19	FGE1	20,8
20	JSE2	29,2
21	120055	37,5

Fuente: El autor

Los clones PL 19, PL 11, PL 35, PL 24, PL 8, 120052, 120043, OR E1, AG E1, no presentaron esta enfermedad, mostrando un grado de resistencia comparado con los demás clones; el clon 120055 es el que muestra mayor porcentaje de incidencia 37.5%, por que se concluye que es uno de los más susceptibles a la enfermedad (Tabla 7).

La temperatura promedio de la región de estudio fue de 18°C y la humedad relativa de 84.2% favorecieron la aparición de la enfermedad, lo cual coincide con lo sugerido por Bayer (2008) quién manifiesta, que factores externos como humedad y temperatura, influyen en el desarrollo de la enfermedad y la expresión de síntomas. La temperatura óptima para el crecimiento de *Fusarium oxysporum Schlecht* es de 27.5 °C, pero el hongo puede desarrollarse satisfactoriamente a temperaturas entre 15 y 30° C, bajo condiciones desfavorables al patógeno, como pueden ser temperaturas demasiado altas o bajas, sequía extrema o ausencia del hospedero, el patógeno forma esporas resistentes que pueden permanecer inactivas en el suelo durante periodos de cuarenta años o más, cuando se siembra nuevamente, las esporas se activan causando infección.

Los resultados encontrados muestran que los clones PL 19, PL 11, PL 35, PL 24, PL son resistentes a *Fusarium oxysporum* Schlecht, lo cual corrobora resultados obtenidos en Corpoica donde han encontrado igualmente resistencia a este patógeno (Lobo, 2000).

**b) Mancha clorótica (*Cladosporium* sp link).** Los resultados obtenidos para esta enfermedad en condiciones controladas de manejo fueron los siguientes:

Tabla 9. Incidencia y grado de severidad de *Cladosporium* sp en la plantación de lulo (*Solanum quitoense* Lam) en la fase II.

Días post transplante	Temperatura °C	Humedad relativa %	Incidencia %	Grado de Severidad
132	18	81,1	1,2	0
153	18,1	79,8	7,9	0,1
167	17,6	58,1	11,4	0,1
181	18,3	80,6	28,2	0,3
195	18,5	78,5	50,5	0,7
209	17,6	84,9	56,8	0,6
223	17,6	86,1	45,3	0,5
237	17,6	86,9	34,2	0,3
251	17,6	88,3	30,8	0,3
265	17,8	89,2	35,9	0,4
279	17,8	87,2	36,7	0,4
293	18,4	86,3	42,9	0,4
307	17,8	88,2	55,4	0,6
321	17,9	88,1	54,7	0,7

Fuente: El autor

En la fase II la temperatura promedio 17.9 °C y humedad relativa 83.1%, presentes durante la evaluación, favorecieron la presencia de *Cladosporium* sp. En la Tabla 8 se puede observar que esta enfermedad tuvo una incidencia no mayor al 57%, destacándose el grado de severidad menor al 1, con síntomas que cubrían la lámina foliar del 1 al 3 %, lo que quiere decir que con el manejo cultural y químico establecido en el cultivo, durante el periodo de evaluación, *Cladosporium* sp fue una enfermedad de poco daño económico.

Tabla 10. Porcentaje promedios de incidencia y grado de severidad de *Cladosporium sp* en cada uno de los clones de lulo (*Solanum quitoense* Lam) evaluados en la fase II.

Nº	Genotipo	Incidencia %	Grado de Severidad
1	PL19	17,9	0,2
2	PL24	22,4	0,2
3	PL11	23,0	0,2
4	PL35	24,7	0,2
5	YDE2	26,1	0,3
6	PL8	26,8	0,3
7	YDS1	30,8	0,4
8	LHE1	32,5	0,3
9	ORE1	35,3	0,4
10	YDE3	37,4	0,4
11	120044	37,7	0,4
12	120052	37,9	0,4
13	AGE1	39,6	0,4
14	120043	39,8	0,5
15	AGE2	40,4	0,4
16	JSE1	40,9	0,5
17	JSE3	42,1	0,4
18	JSE2	42,7	0,5
19	120055	43,8	0,4
20	ORE2	43,8	0,5
21	FGE1	52,1	0,7

Fuente: El autor

De los 21 clones, 20 presentaron una incidencia menor al 45%, con severidad no mayor al 0.5%, sólo el clon FGE1 presentó incidencia del 52.1% con severidad del 0.7%, aunque se presentó incidencia, esta no causó ningún tipo de daño económico a la planta (Tabla 9).

**c) Gota o tizón del lulo (*Phytophthora infenstans* (Mont.) de Bary).** Esta enfermedad en la fase II expresó bajo porcentaje de incidencia y grado de severidad, esto debido al manejo y control que se realizó.

En el cuadro 5 se observa el desarrollo de *Phytophthora infenstans* en el cultivo de lulo en la fase II, notándose claramente que ésta patología se desarrolla fácilmente en la etapa de floración, además se presentaron las condiciones ideales de temperatura 18°C y humedad relativa superior al 80%, junto con cambios de periodo seco a lluvioso.

Cuadro 5 Porcentajes promedios de incidencia y grado de severidad causados por *Phytophthora infestans* en los diferentes órganos de la planta de lulo (*Solanum quitoense* Lam) para los 21 clones evaluados en la fase II

Días post transplante	Temperatura °C	Humedad relativa %	Etapa de desarrollo	Tallo	Hojas	Botón	
				I %	I %	I %	S
132	18	81,1	FLORACION	0	0,0	0	0
153	18,1	79,8		0	0,6	0	0
167	17,6	58,1		0	1	0	0
181	18,3	80,6		0	0	0	0
195	18,5	78,5		0	0	12,0	0,1
209	17,6	84,9		0,2	0	16,5	0,2
223	17,6	86,1		0	0	16,8	0,2
237	17,6	86,9		0	0	21,4	0,2
251	17,6	88,3		0,2	0	18,2	0,2
265	17,8	89,2	FRUCTIFICACION	0,4	0	23,2	0,2
279	17,8	87,2		0	0	20,0	0,2
293	18,4	86,3		0	0	26,1	0,3
307	17,8	88,2		0	0	35,6	0,3
321	17,9	88,1		0	0	38,3	0,4

**S:** Grado de severidad

Cuadro 6. Porcentajes promedios de incidencia y grado de severidad causados por *Phytophthora infestans* en los diferentes órganos de la planta de lulo (*Solanum quitoense* Lam) para los 21 clones de la fase II.

Nº	Genotipo	Tallo		Hojas		Botón floral	
		I %	S	I %	S	I %	S
1	PL19	0	0	0	0	9,6	0,1
2	PL24	0	0	0	0	9,6	0,1
3	PL8	0	0	0	0	17,5	0,2
4	PL11	0	0	0	0	18,7	0,2
5	PL35	0	0	0	0	19,2	0,2
6	LHE1	0	0	0	0	20,3	0,2
7	YDE2	0	0	0	0	21,8	0,2
8	120044	0	0	0	0	21,9	0,2
9	120052	0	0	0	0	22,6	0,2
10	120043	0	0	0	0	27,4	0,3
11	ORE2	0	0	0	0	29,0	0,3
12	ORE1	0	0	0	0	29,7	0,3
13	FGE1	0	0	0	0	35,3	0,4
14	AGE1	0	0	4,2	0,04	22,5	0,2
15	YDE3	0	0	5,3	0,1	25,2	0,3
16	JSE2	0	0	15,4	0,1	23,8	0,2
17	JS E1	0	0	16,7	0,1	19,4	0,2
18	YDS1	5	0,1	0	0	20,5	0,2
19	AGE2	5,3	0,1	5,3	0,1	26,1	0,3
20	120055	6,7	0,2	0	0	29,2	0,3
21	JSE3	7,1	0,3	0	0	31,5	0,3

I: Incidencia S: Grado de Severidad

Fuente: El autor

De los 21 clones evaluados en la fase II, sólo 4 de ellos presentaron la enfermedad en tallo, mostrando claramente ser susceptibles a *Phytophthora infestans*; para hojas los clones AG E1, YD E3, JS E2, JS E1, AG E2, mostraron la enfermedad, pero para botón floral todos los 21 clones mostraron la enfermedad en bajo porcentajes de incidencia y grado de severidad (Cuadro 5), pudiéndose nuevamente corroborar que la etapa de floración es la más susceptible a la aparición de *Phytophthora infestans*.

**3.1.3 Clasificación de los clones.** La clasificación se hizo a partir de los porcentajes de incidencia que presentaron los clones para cada enfermedad, con las categorías: Tolerantes: con síntomas 1- 17%; Medianamente tolerantes: con síntomas 17-30%; Susceptibles: 30-40%; Muy susceptibles 50% o más.

Tabla 11. Incidencia de *Cladosporium sp* en clones de lulo (*Solanum quitoense* Lam) en: a) fase I y b) fase II.

**a) Fase I**

Nº	Genotipo	Incidencia %	u	ψ
1	JS E3	42,5		
2	ER 1º	43,1		
3	SEC 27	47,3		
4	DP E1	50,4		
5	EC 39	51,9		
6	JY E1	55,6		
7	EC 28	56,7		
8	SER 7	56,7		
9	ER 19	58		
10	WM E1	59,2		
11	SS E2	59,6		
12	VM E2	60,1		
13	SER 9	62,5		
14	OJV E1	63,1		
15	PH S1	63,9		
16	VM E1	64,1		
17	SEC31	67,8		
8	SER 15	68,8		
19	DPE2	68,9		
20	PH E1	69,1		
21	SS E1	78,1		

**b) Fase II**

	Genotipo	Incidencia %	Clasificación
1	PL19	17,9	<b>Medianamente tolerantes</b>
2	PL24	22,4	
3	PL11	23,0	
4	PL35	24,7	<b>Susceptibles</b>
5	YDE2	26,1	
6	PL8	26,8	
7	YDS1	30,8	
8	LHE1	32,5	
9	ORE1	35,3	<b>Muy susceptibles</b>
10	YDE3	37,4	
11	120044	37,7	
12	120052	37,9	
13	AGE1	39,6	
14	120043	39,8	
15	AGE2	40,4	
16	JSE1	40,9	
17	JSE3	42,1	
18	JSE2	42,7	
19	120055	43,8	
20	ORE2	43,8	
21	FGE1	52,1	

Fuente: El autor

En la fase I *Cladosporium sp* se presentó en forma general y con mayor incidencia que en la fase II, por las condiciones de manejo que se le dio, debido a esto presentaron alta susceptibilidad a esta enfermedad (Tabla 10 a); mientras en la fase II, se destacan los clones PL19, PL24, PL11, PL35, como medianamente tolerantes (tabla 10 b)

Tabla 12. Clasificación según porcentaje promedio de incidencia de antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides*) en los clones de lulo (*Solanum quitoense*) en la fase I.

Nº	Genotipo	I %	Clasificación
17	SEC 27	0,6	<b>Tolerantes</b>
19	SER 7	0,9	
21	SER 15	0,9	
18	SER 9	1	
8	SEC31	1,7	
12	DP E1	2,8	
2	PH E1	4,2	
16	JY E1	4,3	
7	SS E1	4,4	
11	ER 10	4,4	
1	DPE2	4,6	
4	VM E2	4,9	
20	OJV E1	4,9	
14	WM E1	5,8	
10	JS E3	6,7	
13	PH S1	7,2	<b>Medianamente tolerantes</b>
15	SS E2	12	
3	EC 39	14	
6	VM E1	17	
9	ER 19	19	
5	EC 28	23	

Fuente: El autor

De los 21 clones evaluados en la fase I (Tabla 11) se destacan SEC 27, SER 7, SER 15, SER 9, SEC 31, por presentar una incidencia baja menor al 2%, aclarando que estos clones fueron los que presentaron mejor producción de fruto comparado con el resto de clones.

Durante el periodo de evaluación del cultivo no se presentaron signos ni síntomas de la presencia de antracnosis en los frutos de los clones de lulo de la fase II, esto se reflejó debido al manejo y control del cultivo.

Para la clasificación de los clones con respecto a *Phytophthora infestans* se tuvo en cuenta la incidencia en tallo y en botón floral, ya que son los órganos más susceptibles a la enfermedad.

Cuadro 7. Clasificación de clones de lulo (*Solanum quitoense* Lam) por porcentaje promedio de incidencia de gota o tizón del lulo (*Phytophthora infestans*) en la fase I.

Genotipo	I % tallo	I % botón floral	Promedio %	
ER 19	33,3	10,1	21,7	<b>Medianamente tolerantes</b>
SER 7	35,6	12,5	24,1	
SEC31	33,3	16,9	25,1	
DP E1	39,2	11,9	25,6	
EC 39	41,2	10,6	25,9	
JS E3	33,8	18,2	26,0	
EC 28	32,9	20,1	26,5	<b>Susceptibles</b>
SER 9	33,3	20,4	26,9	
SEC 27	36,1	17,8	27,0	
SER 15	44,7	11,7	28,2	
OJV E1	38,2	22,8	30,5	
JY E1	36,8	24,5	30,7	
SS E2	38,5	25	31,8	
ER 1º	40,9	24,3	32,6	
VM E1	40,4	26,5	33,5	
SS E1	36,4	30,6	33,5	
WM E1	38,5	30,1	34,3	
VM E2	35,9	32,9	34,4	
DPE2	33,3	38,2	35,8	
PH S1	43,3	33,5	38,4	
PH E1	52,8	32,7	42,8	

Fuente: El autor

Para *Phytophthora infestans* se destacan los clones ER 19, SER 7, SEC 31, DP E1, EC 39, los cuales se encuentran dentro de la clasificación medianamente tolerantes. (Cuadro 6)

Tabla 13. Clasificación por porcentaje promedio de incidencia de gota o tizón (*Phytophthora infestans*) en los clones de lulo (*Solanum quitoense* Lam) en la fase II.

Nº	Genotipo	I % tallo	I % botón floral	Clasificación
1	PL19	0	9,6	<b>Tolerantes</b>
2	PL24	0	9,6	
3	PL8	0	17,5	
4	PL11	0	18,7	<b>Medianamente tolerantes</b>
5	PL35	0	19,2	
17	JS E1	0	19,4	
6	LHE1	0	20,3	
7	YDE2	0	21,8	
8	120044	0	21,9	
14	AGE1	0	22,5	
9	120052	0	22,6	
16	JSE2	0	23,8	
15	YDE3	0	25,2	
10	120043	0	27,4	<b>Susceptibles</b>
11	ORE2	0	29	
12	ORE1	0	29,7	
13	FGE1	0	35,3	
18	YDS1	5	20,5	<b>Muy susceptible</b>
19	AGE2	5,3	26,1	
20	120055	6,7	29,2	
21	JSE3	7,1	31,5	

Fuente: El autor

Los clones PL 19 y PL 24 se clasificaron como tolerantes por presentar una incidencia menor al 10%, los clones YD S1, AG E2, 120055, JS E3 son clones que se consideran muy susceptibles por presentar enfermedad en tallo y en botón floral (Tabla 12).

### 3.2 SELECCIÓN DE LOS MEJORES CLONES

Para la selección de los mejores clones se tuvo en cuenta porcentaje de supervivencia e incidencia descritos anteriormente.

Cuadro 8. Comparación de supervivencia vs incidencia de *Phytophthora infestans*, *Colletotrichum gloeosporioides* y *Cladosporium sp* en clones de lulo (*Solanum quitoense* Lam) fase I.

No.	Genotipo	Supervivencia %	<i>Phytophthora</i> I % tallo	<i>Phytophthora</i> I % botón floral	<i>Colletotrichum gloeosporioides</i> I %	<i>Cladosporium sp</i> I %
1	JS E3	36,4	33,8	18,2	6,7	42,5
2	SEC 27	23,8	36,1	17,8	0,6	47,3
3	DP E1	20,8	39,2	11,9	2,8	50,4
4	SER 7	34,8	35,6	12,5	0,9	56,7
5	ER 10	31,8	40,9	24,3	4,4	43,1
6	SER 9	16,7	33,3	20,4	1	62,5
7	EC 39	18,2	41,2	10,6	14	51,9
8	SEC31	17,4	33,3	16,9	1,7	67,8
9	JY E1	52,2	36,8	24,5	4,3	55,6
10	SER 15	29,2	44,7	11,7	0,9	68,8
11	EC 28	18,2	32,9	20,1	19	56,7
12	OJV E1	39,1	38,2	22,8	4,9	63,1
13	WM E1	25	38,5	30,1	5,8	59,2
14	VM E2	45,8	35,9	32,9	4,9	62,5
15	DPE2	26,1	33,3	38,2	4,6	68,9
16	PH S1	29,3	43,3	33,5	7,2	63,9
17	VM E1	34,8	40,4	26,5	17	64,1
18	SS E1	33,3	36,4	30,6	4,4	78,1
19	PH E1	45,8	52,8	32,7	4,2	69,1
20	ER 19	4,5	33,3	10,1	19	58
21	SS E2	13	38,5	25	12	59,6

Fuente: El autor

Los clones con mayor porcentaje de supervivencia en la fase I fueron: **JY E1 (52.2%), PH E 1 (45.8%), VM E2 (45.8%)** (Cuadro 7), pero también fueron susceptibles a *Phytophthora infestans* y a *Cladosporium sp*, sin embargo, fueron tolerantes a antracnosis. Cabe resaltar que a pesar de haber sido atacados por diversas enfermedades lograron alta supervivencia, lo que indica que las plantas presentaron cierta tolerancia al conjunto de enfermedades. Cabe destacar que los clones **SER 7, SER 15, SER 9, SEC 31, SEC 27** que a pesar de tener una baja supervivencia (34.8, 29.2, 16.7, 17.4, 23.8% respectivamente), se clasificaron como medianamente tolerantes a gota, tolerantes a antracnosis y medianamente resistentes a nemátodos y expresaron en campo, un buen vigor, el cual se vio reflejado en un abundante follaje, buena arquitectura, aceptable producción, por lo tanto se puede indicar que los clones hasta aquí nombrados fueron los más adaptables a las condiciones medioambientales de la vereda la Rejoja.

Los clones: JY 1 , PH E1 y VM E2 son originarios del Departamento Cauca, y los clones SER 7, SER 15, SER 9, SEC 31, SEC 27, son procedentes del Departamento del Valle del Cauca.

Para la selección de los clones de lulo de la fase II, no se reportaron registros de gota (*Phytophthora infestans*) y antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides*) en fruto, porque no se encontraron síntomas de estas patologías.

Cuadro 9. Comparación de supervivencia vs incidencia de *Fusarium oxysporum*, *Phytophthora infestans*, *Colletotrichum gloeosporioides* y *Cladosporium sp* en clones de lulo (*Solanum quitoense* Lam) fase II.

Nº	Genotipo	Supervivencia %	<i>Fusarium</i> I %	<i>Phytophthora</i> Tallo I %	<i>Phytophthora</i> Botón floral I %	<i>Cladosporium</i> I %
1	PL19	100	0	0	9,6	17,9
2	PL24	95,8	0	0	9,6	22,4
3	PL8	100	0	0	17,5	26,8
4	PL11	95,8	0	0	18,7	23
5	PL35	100	0	0	19,2	24,7
6	LHE1	83,3	<b>16,7</b>	0	20,3	32,5
7	YDE2	70,8	<b>16,7</b>	0	21,8	26,1
8	120044	75	<b>4,2</b>	0	21,9	37,7
9	120052	95,8	0	0	22,6	37,9
10	120043	95,8	0	0	27,4	39,8
11	ORE2	87,5	<b>12,5</b>	0	29	43,8
12	ORE1	87,5	0	0	29,7	35,3
13	FGE1	79,2	<b>20,8</b>	0	35,3	52,1
14	AGE1	100	0	0	22,5	39,6
15	YDE3	79,2	<b>16,7</b>	0	25,2	37,4
16	JSE2	54,2	<b>29,2</b>	0	23,8	42,7
17	JS E1	75	<b>16,7</b>	0	19,4	40,9
18	YDS1	83,3	<b>16,7</b>	<b>5</b>	20,5	30,8
19	AGE2	79,2	<b>16,7</b>	<b>5,3</b>	26,1	40,4
20	120055	62,5	<b>37,5</b>	<b>6,7</b>	29,2	43,8
21	JSE3	72,2	<b>16,7</b>	<b>7,1</b>	31,5	42,1

I= incidencia

Fuente: El autor

Durante la fase II, doce clones (LH E1, YD E2, 120044, OR E2, FG E1, YDE3, JSE2, JS E1 YDS1, AG E2, 120055, JSE3) presentaron fusarium (Cuadro 8), en algunas plantas de la parcela de evaluación, lo que implicó que las plantas infestadas fueran retiradas del cultivo de manera inmediata, por lo que vario el porcentaje de supervivencia total al final de la evaluación.

Los clones atacados por *fusarium* mostraron ser susceptibles y fueron descartados para el sitio de estudio y los clones YDS1, AGE2, 120055, JSE3 mostraron susceptibilidad a *Phytophthora* en tallo. Por lo tanto los clones más destacados fueron: **PL35, PL11, PL24, PL8, PL19, 120052, 120043, ORE1, AGE1.**

Los clones PL35, PL11, PL24, PL8, PL19 provienen de Híbridos Corpoica La Selva, Ríonegro (Antioquia); 120052, 120043 son semilla sexual del Banco Nacional de Semillas en Corpoica en el Cauca y Valle respectivamente; ORE1, AGE1 son originarios de Santa Rosa de Cabal (Risaralda).

### **3.3 PRESENCIA DE NEMÁTODOS (*Meloidogyne* sp) EN EL CULTIVO DE LULO (*Solanum quitoense* Lam) EN LA FASE I y II.**

Las plantas afectadas por nemátodos perdieron vigor, las hojas más viejas se tornaron amarillas; además estas plantas redujeron considerablemente su producción y en días calurosos manifestaron marchites (Figura 12a). Los nemátodos se detectaron por nodulaciones en todo el sistema radicular (Figura 12b), que ocasionan heridas y pudrición de raíces de las plantas permitiendo la entrada de otros patógenos (Figura 12 c). Las raíces afectadas no fueron funcionales y no respondieron a la fertilización.

Figura 12. Plantas atacadas por nemátodos (*Meloidogyne* sp) en el cultivo de lulo (*Solanum quitoense* Lam). a) Planta afectada por nemátodos b) nodulaciones en raíces causadas por nemátodos c) pudrición de raíces ocasionada por nemátodos

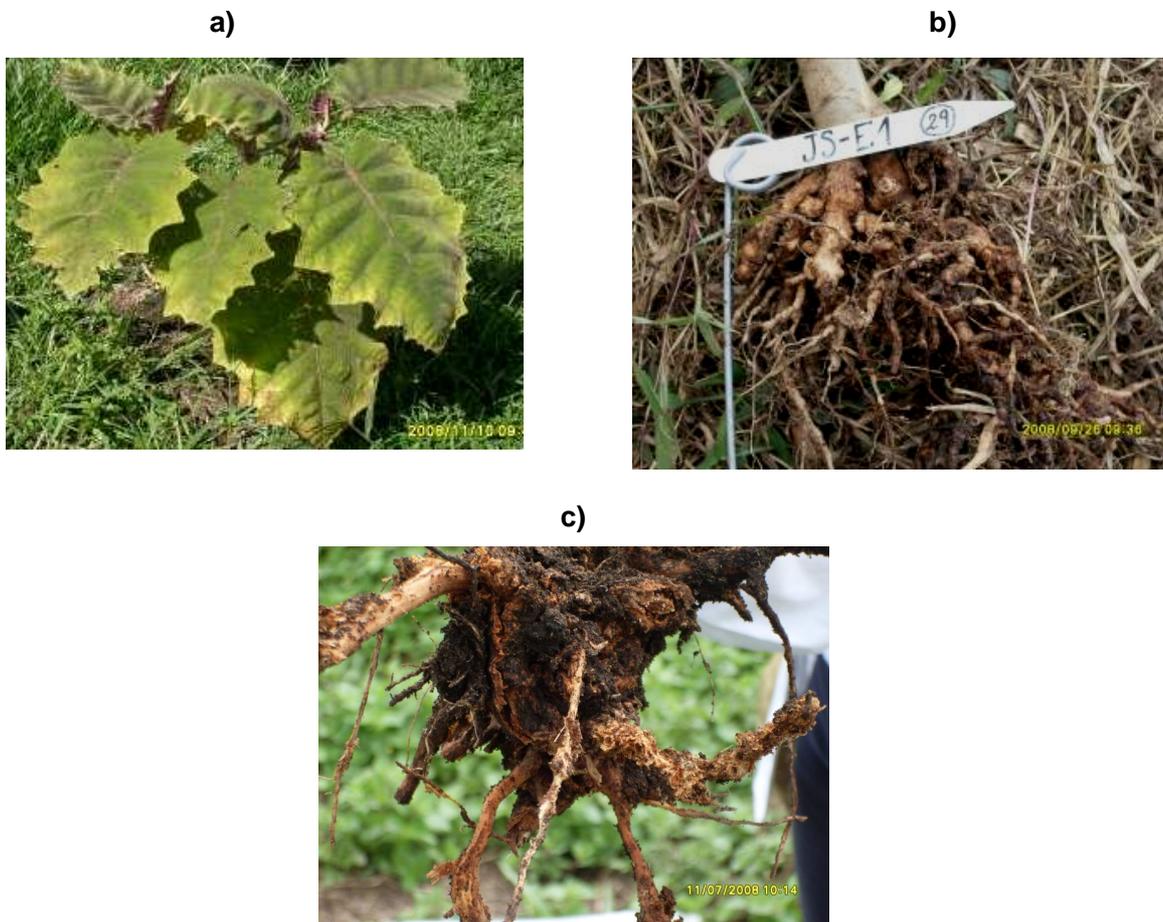


Foto: El autor

En la fase I los clones **SER 7, SER 15, SER 9, SEC 31, SEC 27** presentaron resistencia al ataque de nemátodos, los 16 clones restantes se catalogaron como clones altamente susceptibles (Tabla 13). De los 21 clones de la fase II (Tabla 14) se destacan los siguientes: PL 19, PL24, PL8, PL 35 como resistentes al ataque de nemátodos, además de estos se encuentra el clon PL11 con una clasificación de medianamente resistente, esto corrobora lo referenciado por Corpoica, 1999, donde expresan que los híbridos Corpoica La Selva muestran resistencia al ataque de *Meloidogyne* sp aún en suelos con altas poblaciones de nemátodos.

Tabla 14 Evaluación de nemátodos (*Meloidogyne* sp) en clones de lulo (*Solanum quitoense* Lam) de la fase I.

<b>Nº</b>	<b>Genotipo</b>	<b>Clasificación</b>
1	SER 15	<b>Medianamente resistente</b>
2	SEC 27	
3	SEC31	
4	SER 7	
5	SER 9	
6	EC 39	<b>Altamente susceptibles</b>
7	ER 10	
8	JY E1	
9	DP E1	
10	EC 28	
11	OJV E1	
12	WM E1	
13	VM E2	
14	DPE2	
15	PH S1	
16	VM E1	
17	SS E1	
18	PH E1	
19	ER 19	
20	SS E2	
21	JS E3	

Tabla 15 Evaluación de nemátodos (*Meloidogyne* sp) en clones de lulo (*solanum quitoense* Lam) de la fase II.

<b>Nº</b>	<b>Genotipo</b>	<b>Clasificación</b>
1	PL19	<b>Inmunes</b>
2	PL24	
3	PL8	
4	PL35	
5	PL11	<b>Medianamente resistente</b>
6	120043	<b>Moderadamente susceptibles</b>
7	120044	
8	FGE1	
9	120052	
10	AGE2	<b>Susceptibles</b>
11	AGE1	
12	JSE2	
13	120055	
14	ORE2	
15	YDSI	
16	ORE1	
17	YDE3	<b>Altamente susceptibles</b>
18	JSE1	
19	LHE1	
20	YDE2	
21	JSE3	

Fuente: El autor

#### 4. CONCLUSIONES

En la evaluación del cultivo de lulo (*Solanum quitoense* Lam) bajo condiciones edafoclimáticas de la Vereda La Rejoja las patologías que se presentaron en orden de ataque fueron: gota o tizón (*Phytophthora infestans*), fusarium (*Fusarium oxysporum*), antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides*) y mancha clorótica (*Clasdosporium* sp).

Las enfermedades más limitante para los 41 clones evaluados fueron la Gota o Tizón del lulo, causado por el hongo *Phytophthora infestans* que provocó una mortandad de plantas superior al 70% y *Fusarium oxysporum* que se presentó en el 57% de los clones de la fase II lo que corresponde a 12 clones.

Las condiciones climáticas de la zona de estudio: temperatura promedio 18 °C, humedad relativa promedio 83%, favorecieron a la presencia y desarrollo de los patógenos encontrados en el cultivo.

Los 21 clones de la fase I presentaron susceptibilidad a *Clasdosporium* sp; mientras que los clones: PL19, PL24, PL11, PL35 de la fase II, resultaron ser medianamente tolerantes.

En cuanto a la antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides*), en la fase I esta enfermedad no se consideró importante ya que estos se clasificaron en tolerante y medianamente tolerantes, debido a la baja producción de fruto.

Los clones seleccionados para las condiciones de la vereda la Rejoja por su grado de supervivencia en la fase I fueron: JY E1 (52.2%), PH E 1 (45.8%), VM E2 (45.8%), sin embargo clones como: SER 7, SER 15, SER 9, SEC 31, SEC 27, a pesar de presentar alta mortalidad fueron los que se clasificaron como medianamente tolerantes a gota, tolerantes a antracnosis y medianamente resistentes a nemátodos con buen vigor y producción, por esto también se incluyeron en la selección.

Los clones de la fase 2 seleccionados fueron: PL35, PL11, PL24, PL8, PL19, 120052, 120043, ORE1, AGE1, estos fueron escogidos no solo por supervivencia, sino también por su tolerancia a *Fusarium* que fue la patología más relevante en esta etapa.

## 5. RECOMENDACIONES

Realizar una evaluación que incluya clones procedentes de la zona de evaluación para tener testigos de comparación.

Realizar la siembra en la misma fecha de todos los clones para garantizar igual manejo y condiciones climáticas de la zona a todo el material a evaluar.

Realizar un estudio de la fauna entomológica en la zona del cultivo, para establecer si existe relación de especies insectiles con la presencia de enfermedades.

Establecer una evaluación en donde se deje a libre presencia de patógenos el cultivo, es decir sin aplicación de producto alguno.

Establecer cultivos en la vereda la Rejoya con los clones JY E1, PH E 1, VM E2 SER 7, SER 15, SER 9, SEC 31, SEC 27 PL35, PL11, PL24, PL8, PL19, 120052, 120043, ORE1, AGE1, los cuales fueron los más destacados al ataque de patógenos.

## BIBLIOGRAFÍA

ANCULLE, Alberto y ÁLVAREZ, Rosa. Evaluación de enfermedades de plantas. [en línea]. Versión 2. Arequipa (Perú). SENASA. [rev. junio de 1999] [citado en 2 marzo de 2007]. Disponible en Internet: <[http://www.senasa.gob.pe/intranet/capacitacion/cursos/curso\\_arequipa/evaluacion\\_enfermedades\\_plantas\\_1.pdf](http://www.senasa.gob.pe/intranet/capacitacion/cursos/curso_arequipa/evaluacion_enfermedades_plantas_1.pdf)>.

BAYER CROPSCIENCE. *Colletotrichum spp.* [en línea]. México, 2008. [rev. 19 septiembre de 2008] [citado en 16 febrero de 2009]. Disponible en Internet: [http://www.bayercropscience.com.mx/bayer/cropscience/bcsmexico.nsf/id/Antrac\\_frutDiseases\\_BCS.2007](http://www.bayercropscience.com.mx/bayer/cropscience/bcsmexico.nsf/id/Antrac_frutDiseases_BCS.2007).

BAYER CROPSCIENCE. *Cladosporium sp.* [en línea]. España, 2008. [rev. 19 septiembre de 2008] [citado en 16 febrero de 2009]. Disponible en Internet: [http://www.bayercropscience.es/BCSWeb/www/BCS\\_ES\\_Internet.nsf/id/ES\\_Cladosporium\\_spp?open&ccm...](http://www.bayercropscience.es/BCSWeb/www/BCS_ES_Internet.nsf/id/ES_Cladosporium_spp?open&ccm...) - 28k –

BAYER CROPSCIENCE. *Fusarium oxysporum.* [en línea]. Perú, 2008. Bayer de Perú, SA. de CV. [citado en 16 febrero de 2009]. Disponible en Internet: <http://www.bayercropscience.com.pe/web/index.aspx?articulo=546> - 18k –

BAYER CROPSCIENCE. *Phytophthora infestans.* [en línea]. Perú, 2008. Bayer de Perú, SA. de CV. [citado en 16 febrero de 2009]. Disponible en Internet: [http://www.bayercropscience.es/BCSWeb/www/BCS\\_ES\\_Internet.nsf/id/ES\\_Phytophthora\\_infestans?open&ccm...](http://www.bayercropscience.es/BCSWeb/www/BCS_ES_Internet.nsf/id/ES_Phytophthora_infestans?open&ccm...) - 30k –

BERNAL, J y Lobo, M. Documento presentación del material lulo La Selva. Corporación Colombiana de Investigación agropecuaria Corpoica. Centro de Investigación “LA SELVA”. Rionegro (Antioquia). Junio 1998. Pág. 5-9.

BOTERO, M. Tabla y diagrama de severidad de antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides* Penz) en tomate de árbol. [en línea]. s.l. Febrero de 2001. [citado en 5 de abril de 2008]. Disponible en Internet: <http://www.biopsicologia.net/fichas/fic-88-3.html>

CENTRO INTERNACIONAL DE AGRICULTURA TROPICAL. Clones de lulo (*Solanum quitoense*) y sitio de procedencia del material de siembra. Programa frutas tropicales. CIAT. Palmira (Valle del Cauca). 2007.

COMISIÓN NACIONAL DE BUENAS PRÁCTICAS AGRÍCOLAS. [en línea] Santiago (Chile). 2003. [rev. 10 octubre 2003] [citado en 5 marzo de 2009]. Disponible en internet: [www.rlc.fao.org/es/agricultura/bpa/normtec/otros%20rubros/20.pdf](http://www.rlc.fao.org/es/agricultura/bpa/normtec/otros%20rubros/20.pdf) -

CORPOICA. El cultivo de lulo. Manual técnico. Manizales (Colombia). Agosto. 2002. p 57-82.

CORPORACIÓN COLOMBIA INTERNACIONAL. Boletín Trópico No. 5, Desarrollo Tecnológico Manejo agronómico del cultivo de lulo. [en línea]. s.l. Octubre de 1999. [citado en 5 de marzo de 2008]. Disponible en Internet: [http://grupos.emagister.com/documento/manejo\\_agronomico\\_del\\_cultivo\\_de\\_lulo/d40676](http://grupos.emagister.com/documento/manejo_agronomico_del_cultivo_de_lulo/d40676).

DANE. Primer Censo Nacional de 10 Frutas Agroindustriales y Promisorias. [en línea]. Bogotá, 2004. [citado en 20 febrero de 2009]. Disponible en Internet: [www.scielo.org.co/scielo.php?pid=S0120-548X2007000300004&script=sci\\_arttext](http://www.scielo.org.co/scielo.php?pid=S0120-548X2007000300004&script=sci_arttext) -

GARCIA QUINTERO, Ariel *et al.* Cómo producir lulo *S. quitoense* Lam. de calidad. Universidad Nacional de Colombia, Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural. 1ª ED Palmira (Valle del Cauca) Enero 2004. ISBN: 33-6423-1. p 2 – 7.

LOBO, Mario *et al.* Primer material de lulo mejorado para Colombia. [en línea]. 1ª ED. Rionegro (Antioquia). ICA - CORPOICA. Febrero de 1999. [citado en 3 marzo de 2007]. Disponible en Internet: <http://www.corpoica.org.co/Archivos/Publicaciones/Lulo.pdf>.

OROZCO SANTOS, Mario. Biología y manejo integrado de antracnosis en cítricos [en línea]. México. Instituto nacional de investigaciones forestales, agrícolas y pecuarias. Marzo de 2001. [citado en 17 febrero de 2009]. Disponible en internet: <http://www.concitver.com/XII%20simposium%20internacional%20de%20la%20citricultura/BIOLOGIA%20Y%20MANEJO%20DE%20ANTRACNOSIS%20EN%20C%3%8DTRICO S.pdf>.

PALACIOS RODRÍGUEZ, Cristóbal. Importancia en el manejo integrado de plagas. [en línea]. Santiago (Chile). Pontificia Universidad Católica de Chile. Septiembre de 2003. [citado en 8 marzo de 2007]. Disponible en Internet: [http://www.uc.cl/agronomia/2\\_alumnos/ProyectosTitulos/pdf/CristobalPalacios.pdf](http://www.uc.cl/agronomia/2_alumnos/ProyectosTitulos/pdf/CristobalPalacios.pdf)>.

QUINCHIA, Fernando *et al.* Manual técnico del cultivo de lulo (*S. quitoense* L.) en el Departamento del Huila. 1ª ED. Neiva: Gobernación del Huila – Secretaria de Agricultura y Minería, 2006. p 7 – 32.

SANDOVAL BRIONES, Claudio. Manejo integrado de enfermedades en cultivos hidropónicos. [en línea]. Santiago (Chile). Universidad de Talca . Diciembre de 2004 [citado en 16 abril de 2008]. Disponible en Internet: <http://www.rlc.fao.org/es/agricultura/aup/pdf/integra1.pdf>.

TAYLOR, A.L. y SASSER, J.N. Biología, Identificación y Control de los Nemátodos del Nódulo de la Raíz. Ed. Universidad de Carolina del Norte. 1983. p111.

TAMAYO, Pablo. Enfermedades del cultivo del lulo en Colombia: guía de diagnóstico y control. Boletín técnico 9. Antioquia (Colombia). CORPOICA, 2001. p 14 – 23.

ZULETA, J. Producción limpia de lulo, una experiencia en los departamentos de Risaralda y Caldas. Santa Rosa de Cabal (Risaralda). UNISARC, 2006. p 41-60.

ZULETA, J. Reconversión del sistema de producción de lulo la selva en el municipio de Santa Rosa de Cabal en el departamento de Risaralda. Santa Rosa de Cabal (Risaralda). UNISARC, 2009. 16- 21 p.

# **ANEXOS**

Anexo a Distribución de clones de lulo (*Solanum quitoense*) en campo.

FASE 1							
BLOQUE 1		BLOQUE 2		BLOQUE 3		BLOQUE 4	
Parcela	clon	Parcela	clon	Parcela	clon	Parcela	clon
1	DP E2	22	DP E1	43	VM E2	64	ER 19
2	PH E1	23	SER 9	44	DP E2	65	SEC27
3	EC 39	24	OJV E1	45	PH S1	66	PH E1
4	VM E2	25	SER 7	46	WM E1	67	SER 9
5	EC 28	26	EC 39	47	SER 7	68	EC 28
6	VM E1	27	SEC 27	48	ER 19	69	ER 10
7	SS E1	28	SS E2	49	OJV E1	70	WM E1
8	SEC 31	29	VM E2	50	SER 9	71	PH S1
9	ER 19	30	DP E2	51	EC 21	72	VM E1
10	JS E3	31	WM E1	52	DP E1	73	SER 15
11	ER 10	32	PH E1	53	SS E1	74	SER 7
12	DP E1	33	VM E1	54	SEC 27	75	EC 39
13	PH S1	34	JY E1	55	SEC 31	76	JS E3
14	WM E1	35	PH S1	56	JY E1	77	OJV E1
15	SS E2	36	SS E1	57	JS E3	78	SEC 31
16	JY E1	37	ER 10	58	VM E1	79	VM E2
17	SEC 27	38	SEC 31	59	PH E1	80	DP E1
18	SER 9	39	EC 28	60	ER 10	81	SS E2
19	SER 7	40	ER 19	61	SER 15	82	SS E1
20	OJV E1	41	JS E3	62	EC 39	83	DP E2
21	SER 15	42	SER 15	63	SS E2	84	JY E1

Anexo a. Continuación

FASE 2							
BLOQUE 1		BLOQUE 2		BLOQUE 3		BLOQUE 4	
Parcela	clon	Parcela	clon	Parcela	clon	Parcela	clon
1	YD E2	22	LH E1	43	JS E3	64	AG E2
2	LH E1	23	120043	44	PL 19	65	JS E3
3	PL 19	24	PL 24	45	FG E1	66	120055
4	YD S1	25	120052	46	OR E2	67	PL 19
5	PL 24	26	PL 35	47	120044	68	LH E1
6	JS E1	27	PL 8	48	JS E1	69	JS E1
7	120052	28	JS E1	49	PL 35	70	OR E1
8	JS E3	29	OR E1	50	120055	71	PL 8
9	PL 8	30	JS E2	51	PL 8	72	120044
10	JS E2	31	YD S1	52	PL 11	73	JKS E2
11	YD E3	32	YD E3	53	YD S1	74	PL 24
12	OR E1	33	PL 11	54	LH E1	75	YD E2
13	120044	34	FG E1	55	YD E3	76	FG E1
14	PL 35	35	PL 19	56	PL 24	77	PL 35
15	PL 11	36	120044	57	120043	78	OR E2
16	AG E1	37	120055	58	AG E1	79	120052
17	120043	38	JS E3	59	JS E2	80	AG E1
18	FG E1	39	YD E2	60	OR E1	81	YD S1
19	120055	40	AG E1	61	YD E2	82	PL 11
20	AG E2	41	OR E2	62	AG E2	83	120043
21	OR E2	42	AG E2	63	120052	84	YD E3



Anexo c. Porcentaje de incidencia y severidad de *Phytophthora infestans* en los 21 clones de lulo (*Solanum quitoense* Lam) en la fase uno (1).

Días		202		216		227		244		251		299		313		327		341		355		369		383		397		411		425		439		453		467		
Nº	CLON	I%	S	I%	S	I%	S	I%	S	I%	S	I%	S	I%	S	I%	S	I%	S	I%	S	I%	S	I%	S	I%	S	I%	S	I%	S	I%	S	I%	S			
1	DPE2	100	7,83	100,00	4,54	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
2	PHE1	100	7	100	3,83	33	0,33	33,3	0,33	0	0	0	0	0	0	25	0,25	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
3	EC39	100	7,65	100	4,12	24	0,41	17,7	0,24	5,9	0,1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
4	VME2	100	7,46	100	3,19	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	15,4	0,15	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
5	EC28	100	7,45	84,62	2,54	0	0	0	0	0	0	0	0	12,5	0,1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
6	VME1	100	7,17	92,31	3,62	0	0	0	0	0	0	10	0,2	10	0,1	30	0,3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
7	SSE1	100	8,13	100	3,82	9,1	0,18	9,09	0,09	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
8	SEC31	100	8,3	100	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
9	ER19	100	8,32	100	2,5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
10	JSE3	100	8,14	91,67	3,58	0	0	0	0	0	0	0	0	11,1	0,1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
11	ER10	100	8,09	100	3,06	7,7	0,15	7,69	0,08	0	0	0	0	30	0,4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
12	DPE1	100	8,58	90,91	3,09	22	0,22	11,1	0,22	11	0,1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
13	PHSI	100	7,83	100	2,55	25	0,38	12,5	0,13	0	0	0	0	0	0	11,1	0,11	0	0	0	0	0	0	0	11	1,1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
14	WME1	100	8,42	100	3,06	15	0,15	15,4	0,15	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
15	SSE2	100	8,39	100	4	0	0	0	0	0	0	14,3	0,1	16,7	0,2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
16	JYE1	100	7,87	100	2,68	11	0,16	10,5	0,11	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
17	SEC27	100	8,1	100	3,22	0	0	0	0	0	0	0	0	16,7	0,2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
18	SER9	100	8,92	100	3,33	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
19	SER7	100	7,70	100	4,5	6,7	0,07	6,67	0,07	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
20	OJVE1	100	8,71	100	2,86	11	0,11	11,1	0,11	0	0	0	0	7,14	0,1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
21	SER15	100	8,88	100	5	15	0,15	15,4	0,15	0	0	0	0	37,5	0,4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	X	100	8,04	98,07	3,48	8,57	0,11	7,16	0,08	0,8	0,01	1,16	0,02	6,74	0,07	3,88	0,04	0	0	0	0	0	0	0	1	0,1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	

I=incidencia S= Grado de Severidad