

**COMPORTAMIENTO AGRONÓMICO Y ESTABILIDAD DE DOS TIPOS DE
INJERTOS DE LULO DE CASTILLA (*Solanum quitoense* Lam.) EN
DIFERENTES PATRONES DE *Solanum spp***

GERMAN RICARDO PAREDES GUZMÁN

**UNIVERSIDAD DE NARIÑO
MAESTRÍA EN CIENCIAS AGRARIAS
ÁREA DE ÉNFASIS EN PRODUCCIÓN DE CULTIVOS
SAN JUAN DE PASTO**

2011

**COMPORTAMIENTO AGRONÓMICO Y ESTABILIDAD DE DOS TIPOS DE
INJERTOS DE LULO DE CASTILLA (*Solanum quitoense* Lam.) EN
DIFERENTES PATRONES DE *Solanum spp***

GERMAN RICARDO PAREDES GUZMÁN

**Trabajo de grado presentado como requisito parcial para optar al título de
Magíster en Ciencias Agrarias con énfasis en Producción de Cultivos**

Director:

TULIO CESAR LAGOS BURBANO Ph.D.

**UNIVERSIDAD DE NARIÑO
MAESTRÍA EN CIENCIAS AGRARIAS
ÁREA DE ÉNFASIS EN PRODUCCIÓN DE CULTIVOS
SAN JUAN DE PASTO**

2011

NOTA DE ACEPTACIÓN

**CARLOS BETANCOURTH. I.A. M.Sc.
JURADO DELEGADO**

**MARTHA SOFÍA GONZALES. Ph.D.
JURADO**

**RAFAEL REYES. Ph.D.
JURADO**

**TULIO CESAR LAGOS BURBANO I.A. Ph.D.
PRESIDENTE**

SAN JUAN DE PASTO, DICIEMBRE DE 2011

“Las ideas y conclusiones aportadas en la tesis de grado son responsabilidad exclusiva de los autores”

Artículo 1° del Acuerdo n° 324 de octubre 11 de 1966 emanado del Honorable Consejo Directivo de la Universidad de Nariño.

DEDICATORIA:

Este trabajo es dedicado a mi hermoso hijo Juan Sebastián, a mi amorosa Compañera sentimental Alexandra y a su hija Sofía; a mis padres: Marleny y Franco, a mis hermanos: Alexander y Maribel, a mis abuelos paternos y maternos y demás familiares que de una u otra forma contribuyeron al logro de este grado.

Igualmente dedico este paso en mi vida profesional, a mis compañeros de trabajo, Agricultores y profesores que dedicaron su tiempo para enseñarme y guiarme.

GERMAN RICARDO PAREDES GUZMÁN M.Sc.

AGRADECIMIENTOS

Doy gracias a Dios, por permitir el avance en mi vida profesional con un poco más de experiencia y conocimiento, el cual estoy en la obligación de aplicar para el beneficio de los demás.

Agradezco a mi familia por su apoyo moral durante esta etapa de mi vida.

Igualmente doy gracias Al MADR por haber financiado la realización del proyecto “Comportamiento agronómico y estabilidad de injertos de lulo de castilla (*Solanum quitoense* Lam.) obtenidos por microinjertación *in-vitro* en diferentes patrones de *Solanum spp*”, del cual se desprende esta tesis, al grupo de investigación en Producción de Frutales Andinos que facilitaron la inclusión de este proyecto en el marco de sus intereses institucionales.

A la Universidad de Nariño, a sus profesores y en especial al Dr. Tulio Cesar Lagos como líder del Grupo de Investigaciones en Producción en Frutales Andinos, por brindarme su conocimiento de forma desinteresada.

Y a todas aquellas personas que de una u otra forma contribuyeron a la realización del presente trabajo.

CONTENIDO

	Pág.
INTRODUCCIÓN	17
1. MARCO TEÓRICO	19
1.1 SITUACIÓN ACTUAL DE LA FRUTICULTURA EN COLOMBIA	19
1.2 ECOFISIOLOGÍA DEL CULTIVO DE <i>Solanum quitoense</i> Lam.	21
1.3 ORIGEN Y VARIABILIDAD GENÉTICA DEL LULO	22
1.4 RECURSOS GENÉTICOS Y VARIABILIDAD GENÉTICA DEL GÉNERO <i>Solanum</i>	24
1.5 ENFERMEDADES RADICULARES DEL LULO Y SU MANEJO A TRAVÉS DE LA INJERTACIÓN	25
1.6 RECURSOS GENÉTICOS RELACIONADOS PARA LA INJERTACIÓN	29
1.6.1 <i>Solanum sessiliflorum</i> Dun. (<i>S. topiro</i> Dun.).	29
1.6.2 <i>Solanum hirtum</i> Vahl. (<i>S. molestum</i> Bran.)	30
1.6.3 <i>Solanum marginatum</i> Lam.	30
1.6.4 <i>Solanum mammosum</i> Lam.	30
1.6.5 <i>Solanum umbellatum</i> Mill.	31
1.7 ADAPTABILIDAD Y ESTABILIDAD EN LULO	31
1.8 MEJORAMIENTO GENÉTICO DEL CULTIVO DE LULO	32
2. MATERIALES Y MÉTODOS	34
2.1 LOCALIZACIÓN	34
2.2 MATERIAL VEGETAL	35
2.3 PROTOCOLOS PARA PROPAGACIÓN <i>IN-VITRO</i> DE <i>Solanum sessiliflorum</i> , <i>S. hirtum</i> , <i>S. mammosum</i> , <i>S. umbellatum</i> y <i>S. marginatum</i>	35

2.4 INJERTACIÓN <i>IN-VIVO</i> DE LULO DE CASTILLA USANDO COMO PATRONES LAS ESPECIES <i>S. sessiliflorum</i> , <i>S. hirtum</i> , <i>S. mammosum</i> , <i>S. umbellatum</i> y <i>S. marginatum</i>	36
2.4.1 Preparación de los patrones y copas.	36
2.4.2 Endurecimiento de los patrones y copas.	37
2.4.3 Microinjerto.	37
2.5 COMPORTAMIENTO AGRONÓMICO Y ANÁLISIS DE LA ESTABILIDAD DE LOS INJERTOS EVALUADOS	38
2.6 LABORES CULTURALES EN LOS ENSAYOS ESTABLECIDOS	40
2.7 VARIABLES	40
2.7.1 Compatibilidad (COMP)	40
2.7.2 Días a floración (DAFL).	41
2.7.3 Número de frutos formados por planta (NFP).	41
2.7.4 Peso del fruto (PF).	41
2.7.5 Sólidos solubles totales (SST).	41
2.7.6 Ácido cítrico (AC).	41
2.7.7 Rendimiento (RTO).	42
2.7.8 Análisis de estabilidad (AMMI).	42
2.8 ANÁLISIS DE LA INFORMACIÓN	43
2.9 ANÁLISIS ECONÓMICO DE LOS INJERTOS EVALUADOS	43
3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	44
3.1 MICROPROPAGACIÓN DE EXPLANTES DE <i>S mammosum</i> , <i>S. hirtum</i> , <i>S. umbellatum</i> <i>S. marginatum</i> y <i>S. Sessiliflorum</i>	44
3.2 EFECTO DE LOS PATRONES SOBRE <i>S. quitoense</i> var. <i>quitoense</i> y var. <i>septentrionale</i> , BAJO CONDICIONES DE LA ZONA PRODUCTORA DE NARIÑO	51
3.2.1 ANDEVA combinado de <i>Solanum quitoense</i> var. <i>quitoense</i> y var.	

<i>septentrionale</i> injertadas sobre patrones de solanáceas silvestres	52
3.3 COMPATIBILIDAD (COMP)	53
3.4 DÍAS A FLORACIÓN (DAFL)	55
3.5 NÚMERO DE FRUTOS FORMADOS POR PLANTA (NFP)	58
3.6 PESO DE FRUTO (PF)	59
3.7 SÓLIDOS SOLUBLES TOTALES (SST)	60
3.8 ÁCIDO CÍTRICO (AC)	62
3.9 RENDIMIENTO (RTO)	63
3.10 ANÁLISIS DE ESTABILIDAD AMMI PARA LA VARIABLE RENDIMIENTO (RTO)	67
3.11 ANÁLISIS ECONÓMICO	71
3.11.1 Análisis de costos de plantas producidas <i>in-vitro</i>	71
3.11.2 Análisis de costos de plantas producidas mediante semilla	77
4. CONCLUSIONES	79
5. RECOMENDACIONES	80
BIBLIOGRAFÍA	81
ANEXOS	93

LISTA DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1. Ubicación geográfica y análisis físico-químico de suelos de las localidades donde se evaluaron los injertos	34
Tabla 2. Comparación de medias (DMS) entre los medios para la formación de callos, plantas y vástago y número de brotes, raíces y hojas, longitud de brotes y días a morfogénesis completa en <i>S. mammosum</i> , <i>S. hirtum</i> , <i>S. umbellatum</i> , <i>S. marginatum</i> y <i>S. sessiliflorum</i> .	46
Tabla 3. Resultado del análisis de correlación para las variables compatibilidad (COMP), días a floración (DAFL), número frutos por planta (NFP), peso de fruto (PF), ácido cítrico (AC), sólidos soluble totales (SST) y rendimiento (RTO).	52
Tabla 4. Resultado de la prueba de comparación medias (DMS) de las variables compailidad (COMP), días a floración (DAFL), número de frutos por planta (NFFP), peso de fruto (PF), acido cítrico (AC) y sólidos solubles totales (SST) de <i>Solanum quitoense</i> var. <i>quitoense</i> y var. <i>septentrionale</i> injertadas sobre patrones de solanáceas silvestres a través de los ambientes	56
Tabla 5. Resultado de la prueba de comparación medias DMS de las variables compailidad (COMP), días a floración (DAFL), número de frutos por planta (NFFP), peso de fruto (PF), acido cítrico (AC) y sólidos solubles totales (SST) de <i>Solanum quitoense</i> var. <i>quitoense</i> y var. <i>septentrionale</i> injertadas sobre patrones de solanáceas silvestres	57
Tabla 6. Comparación de promedios (DMS) para la variable rendimiento de <i>Solanum quitoense</i> var. <i>quitoense</i> y var. <i>septentrionale</i> injertadas sobre patrones de solanáceas silvestres en los municipios de Chapacual, La Pradera, La Unión, Llano Largo, Matituy, Tangua y Villamoreno	66
Tabla 7. Porcentaje de variación explicada y variación acumulada de los componentes principales para la variable rendimiento	67
Tabla 8. Resultados de los scores para la gráfica del biplot para rendimiento	70
Tabla 9. Capital Fijo: Activos Tangibles y Activos intangibles	72
Tabla 10. Inversiones fijas: Terrenos y obras fijas Maquinarias y equipos.	73
Tabla 11. Costos de producción: Costos directos e indirectos	74

Tabla 12. Depreciación Acumulada Activos Fijos, Método de depreciación Línea Recta	75
Tabla 13. Costos de producción: Costos directos e indirectos fase de invernadero	76
Tabla 14. Costos directos e indirectos por planta <i>in-vitro</i> que termina el proceso	77
Tabla 15. Costos directos e indirectos por injerto <i>in-vivo</i>	77
Tabla 16. Costos directos e indirectos por injerto <i>in-vivo</i> que termina el proceso	77
Tabla 17. Costos de producción: Costos directos e indirectos	77
Tabla 18. Costos directos e indirectos por planta germinada mediante semilla que termina el proceso	78
Tabla 19. Costos directos e indirectos por injerto <i>ex-vitro</i>	78
Tabla 20. Costos directos e indirectos por injerto <i>ex-vitro</i> que termina el proceso	78

LISTA DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Metodología propuesta para realizar un injerto in vivo y <i>ex-vitro</i> de púa terminal	38
Figura 2. Explante utilizado para micropropagación y tipos de morfogénesis obtenidas; A) explantes tipo nudo; B) callo; C) vástago; D) planta	49
Figura 3. Número de brotes, raíces y hojas obtenidas en <i>S. sessiliflorum</i> como respuesta a la evaluación de los medios A, AT, H y 1/2MS	50
Figura 4. a) Compatibilidad (relación igual a 1); b) incompatibilidad positiva (relación > 1) y c) incompatibilidad negativa (relación < 1).	54
Figura 5. Sólidos solubles totales en frutos de lulo (<i>Solanum quitoense</i> Lam. var. <i>septentrionale</i> y <i>quitoense</i>) cosechados en el grado de madurez tres	61
Figura 6. Acidez titulable expresada como ácido cítrico en frutos de lulo (<i>Solanum quitoense</i> Lam. var. <i>septentrionale</i> y <i>quitoense</i>) cosechados en el grado de madurez tres	63
Figura 7. Biplot GGE para RTO de 24 cultivares en siete ambientes evaluados	68
Figura 8. Biplot para el rendimiento empleando el promedio ajustado	71

LISTA DE ANEXOS

	Pág.
Anexo A. Cuadrados medios del ANDEVA para los medios de cultivo <i>in-vitro</i> para los diferentes tipos de morfogénesis en las especies silvestres evaluadas.	97
Anexo B. Cuadrados medios del ANDEVA combinando para las variables en estudio en los ambientes de Tangua, Chapacual, Villamoreno, Llano Largo, La Unión, La Pradera y Matituy	98
Anexo C. Cuadrados medios del ANDEVA para la variable rendimiento de <i>Solanum quitoense</i> var. <i>quitoense</i> y var. <i>septentrionale</i> injertadas sobre patrones de solanáceas silvestres en siete municipios del departamento de Nariño	98

RESUMEN

Para la obtención de las plantas necesarias para los procedimientos de injertación se evaluaron los medios A, H, AT y ½MS, los cuales corresponden a Hussey-Stacey (1981), Hendrix *et al.*, (1987), Atkinson *et al.*, (1993) y mitad de Murashyge y Skoog (½MS) (Roca, 1984) respectivamente. Los resultados mostraron que para *S. mammosum*, *S. marginatum* y *S. hirtum* el mejor medio para la obtención de plantas completas es el medio A. Para *S. umbellatum* los medios ½ MS y H presentaron los mayores promedios para la formación de plantas y para *S. sessiliflorum* no se encontraron diferencias estadísticas entre los medios evaluados para la producción de plantas completas.

Se acogió la metodología utilizada por Mosella y Ascui (1993) para realizar los microinjertos *in-vivo* y simultáneamente se realizaron los injertos de forma tradicional para su evaluación en campo; con un diseño que correspondió a bloques completos al azar con tres repeticiones.

La compatibilidad de los injertos evaluados indistintamente de su forma de propagación presentaron una incompatibilidad negativa ya que poseen una relación <1 y una incompatibilidad positiva >1, sin embargo este resultado no se lo consideraría contraproducente ya que los promedios varían entre 1,04 para el injerto tradicional *S. quitoense* var *septentrionale* sobre el patrón *S. umbellatum* y 0,75 para el injerto *in-vivo* con la copa *S. quitoense* var *septentrionale* sobre el patrón *S. marginatum*.

Los días a floración variaron entre 132 y 88 dds siendo el más tardío y precoz el injerto tradicional e *in-vivo* *S. quitoense* var *septentrionale* sobre el patrón *S. marginatum* respectivamente.

En cuanto al rendimiento se destaca, que el potencial productivo de los injertos que tienen como patrón a *S. hirtum* tienen los mayores promedios en las localidades de Chapacual, La Pradera, Matituy, Tangua y Villamoreno con rendimientos que varían entre 10,85 y 12,36 t.ha⁻¹ año⁻¹.

ABSTRACT

To obtain plants needed for procedures media were evaluated grafting A, H, AT and ½ MS, which correspond to Hussey-Stacey (1981), Hendrix *et al.*, (1987), Atkinson *et al.*, (1993) and half of Murashyge and Skoog (½ MS) (Roca, 1984) respectively. the results showed that for *S. mammosum*, *S. marginatum* and *S. hirtum* the best media to complete plant breeding is the media A. For *S. umbellatum* the H ½ MS media and had the highest averages for the formation of plants and *S. sessiliflorum* found no statistical difference between the means tested for the production of whole plants.

It host the methodology used by Mosella and Ascui (1993) for the micrografts *in-vivo* and simultaneously grafts were performed traditional for field evaluation, with a design that corresponded a randomized complete block with three replications.

The compatibility of grafts evaluated regardless of their form of had a negative spread inconsistency as they have a ratio <1 and a positive incompatibility> 1, however this did not consider it counterproductive as averages vary from 1.04 for traditional graft *S. quitoense* var *septentrionale* over the rootstock *S. umbellatum* and 0.75 for *in-vivo* graft Cup *S. quitoense* var *septentrionale* over the rootstock *S. marginatum*.

The days to flowering ranged between 132 and 88 dap being the later and earlier traditional grafting and *in vivo* *S. quitoense* var *septentrionale* over the rootstock *S. marginatum* respectively.

In terms of yield stands out, that the productive potential of grafts that have the over the rootstock *S. hirtum* have the highest averages localities Chapacual, La Pradera, Matituy, Tangua and Villamoreno with yields ranging between 10.85 and 12.36 t.ha⁻¹ year⁻¹.

INTRODUCCIÓN

El uso de injertos en frutales, como es el caso del lulo (*Solanum quitoense* Lam.), según Rojas *et al.* (2004) es un método que ha sido propuesto para propagar vegetativamente plantas sobresalientes, donde la base del injerto o la planta receptora (patrón) se selecciona de plantas ya establecidas que son tolerantes a condiciones abióticas desfavorables ó enfermedades; para las plantas de lulo, el patrón les aporta resistencia o tolerancia a problemas como son los nematodos del género *Meloydogine* y enfermedades radiculares como el amarillamiento causado por *Fusarium oxysporum*, como lo mencionan Arizala *et al.* (2010).

En el departamento de Nariño, la asociación de *Meloydogine* y *Fusarium oxysporum* están presentando una disminución en su productividad, debido al ataque de estos patógenos, reportando incidencias cercanas al 79%, y pérdidas del 50% (Gelpud *et al.*, 2010) además, las áreas de cultivo son intermitentes, donde algunas áreas sembradas han disminuido notablemente por problemas fitosanitarios que encarecen considerablemente los costos de producción y obligan a los productores a buscar nuevas zonas en los bosques deteriorando el medio ambiente (Angulo, 2006). Esto está sucediendo en los municipios productores de lulo del departamento de Nariño, haciendo insostenible económicamente el cultivo para los productores dedicados a su explotación.

Como lo afirman Tamayo *et al.*, (2003) hasta el momento no se conocen métodos de control efectivos para las plantas afectadas en campo por *Fusarium oxysporum*, por consiguiente se recomienda eliminar las plantas que muestren síntomas y no hacer resiembras o establecer cultivos en lotes donde este problema se haya presentado, por lo tanto es necesario implementar programas de fitomejoramiento para el cultivo de lulo, que permitan obtener soluciones duraderas para los problemas radiculares mencionados como el amarillamiento causado por *Fusarium oxysporum*, contribuyendo a la baja productividad de la especie y limitando los ingresos de los agricultores, ocasionando la desaparición

de grandes áreas de cultivo, tal como ha sucedido en los municipios de Buesaco, la Florida y la Unión.

Para implementar métodos efectivos para el control de patógenos, existen algunas solanáceas silvestres relacionadas con el cultivo de lulo que han mostrado ser tolerantes o resistentes al amarillamiento y que son compatibles en injertación con el lulo cultivado. Narváez y Zambrano (2006) determinaron que las solanáceas correspondientes a las especies *Solanum sessiliflorum*, *S. hirtum* y *S. marginatum* presentaron resistencia a la inoculación de *Fusarium sp.* Ante la falta de genotipos mejorados con resistencia a nematodos y a enfermedades radiculares como el amarillamiento causado por *Fusarium oxysporum*, el uso de injertos producidos por microinjertación y de forma tradicional sobre especies solanáceas silvestres es una alternativa para propagar plantas sobresalientes que permitan elevar los ingresos de los productores de lulo del departamento de Nariño.

Acorde con lo anterior, los objetivos de este trabajo se orientaron hacia la evaluación de protocolos para la producción de plantas *in-vitro* de patrones de especies *Solanum sessiliflorum*, *S. hirtum*, *S. mammosum*, *S. umbellatum* y *S. marginatum*, para adoptar una metodología de microinjertación *in-vivo* de lulo de Castilla usándolos como patrones y determinar su efecto sobre el crecimiento, precocidad, rendimiento y la calidad de la fruta de *S. quitoense* var. *quitoense* y var. *septentrionale.*, bajo condiciones ambientales de la zona productora de Nariño, analizar la estabilidad de los injertos obtenidos *in-vivo* y *ex-vitro* a través de diferentes ambientes del departamento de Nariño y seleccionar por sus características los mejores patrones para el lulo de Castilla y finalmente analizar las alternativas propuestas de injertación *in-vivo* y *ex-vitro* desde el punto de vista económico.

1. MARCO TEÓRICO

1.1 SITUACIÓN ACTUAL DE LA FRUTICULTURA EN COLOMBIA

En Colombia las especies frutales están distribuidas en todos los pisos térmicos, desde cero hasta los 2800 msnm, según cifras del Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural (MADR, 2009), la producción de frutales en Colombia para el año 2008 correspondía a un área de 219.626 hectáreas. Potencialmente, lo más significativo en cuanto a crecimiento de área de siembra se encuentra a *Mangifera indica* L (17.764 ha), *Persea americana* Mill (15.496 ha), *Citrus sp* (12.570 ha), *Citrus aurantifolia* (5.484 ha), *Rubus glaucus* (10.743 ha), *Ananas Comosus* (10.163 ha), *Passiflora edulis*, (6.372 ha), *Carica papaya* (5.705 ha) y *Solanum quitoense* Lam, (5.631 ha) (Lozano, 2008).

Colombia es uno de los países más ricos en cuanto a agrobiodiversidad, contando con aproximadamente 433 especies de frutas comestibles identificadas, entre silvestres y domesticadas (Tafur *et al.*, 2006) siendo el centro de origen y de distribución de muchas de ellas (Lobo, 2009). La mayoría de estas frutas, tienen un gran potencial para incluirlas en sistemas de cultivos con fines de exportación, debido a la gran aceptación de las frutas exóticas en los mercados internacionales (Espinal *et al.*, 2006).

A pesar de esta riqueza y del gran potencial de estas especies, muchas de ellas aún se encuentran en estado silvestre, semisilvestre o en proceso de domesticación (Lobo, 2006). Una de las estrategias que tiene el gobierno colombiano para incentivar la actividad agrícola de la zona andina de Colombia, es fomentar uno de sus renglones menos explotados, pero más promisorio, como es la fruticultura (Lozano, 2008).

El lulo *S. quitoense*, se muestra como una de las especies con mayor proyección para emprender proyectos productivos con miras a la exportación, debido a la gran

aceptación como fruta fresca para la producción de jugos y pulpas (Lobo, 2006). Durante las últimas décadas el mercado internacional de frutas ha venido sufriendo una serie de transformaciones y cambios que han favorecido su desarrollo. Estas transformaciones responden a los cambios y las dinámicas que se han presentado a nivel del consumo, cambios que han llevado a la oferta de frutas en los mercados externos que se caracterizan por su creciente diversidad. Estos cambios también han afectado el comercio internacional de frutas, ampliando con esto las oportunidades comerciales para los países exportadores.

El consumo mundial de frutas registra una tendencia claramente en ascenso, lo cual se explica, además de los cambios en los ingresos y las estructuras poblacionales, por la creciente valoración social y científica de las propiedades nutricionales y funcionales de las frutas.

Según Agronet (2009) Colombia y Ecuador son los principales productores de lulo, pero también crece en Venezuela, Perú, Panamá, Costa Rica y Guatemala. En Colombia, es un cultivo promisorio que está ganado importancia en el sector industrial para la fabricación de jugos, yogurt, saborizantes, refrescos y alimentos procesados. La tasa de crecimiento promedio anual entre los años de 1992 y 2009 de la producción de lulo fue de 3,8%, del área cosechada de 3,7% y del rendimiento fue de solamente 0,1% por año (Agronet, 2009) con un área sembrada de 6.490 ha y una producción anual de 53.160 t, cultivadas por pequeños y medianos agricultores, por lo que no es un cultivo tecnificado, se caracteriza por su gran variabilidad dentro y a través de las regiones productoras. Aun así, por sus potencialidades económicas, se tiene en cuenta en el programa de sustitución de cultivos ilícitos (Senior y del Castillo, 2009).

La fruticultura, dada su alta intensidad en el uso de la mano de obra agrícola, progresivamente ha venido ganando participación en la generación de empleo en la agricultura. Al compararse las correspondientes participaciones del sector frutícola en la producción y en el empleo agrícola sin contar el cultivo de café. Esto

pone de presente la importancia que como fuente generadora de empleo e ingresos, esta actividad puede llegar a tener para el desarrollo de muchas regiones rurales del país (Tafur *et al.*, 2006).

Según Agronet (2009) en Colombia se sembraron 6.490 ha de lulo en el año 2009, el departamento del Huila es el mayor productor, con una participación del 26,15% del área cosechada, le siguen en importancia el Valle del Cauca, con el 12,71%, Nariño con el 8,54%, Tolima con el 7,44% y Boyacá con el 6,19%.

La producción a nivel nacional en el 2009 fue de 53.160 toneladas, con rendimientos variables que van desde 5,3 t.ha⁻¹ hasta 15,0 t.ha⁻¹, no solo entre departamentos sino también entre productores relativamente cercanos en un mismo municipio (Agronet, 2009). Esto se debe a distintos factores que como en la mayoría de las frutas tropicales, el lulo tiene limitantes importantes que limitan su cultivo, como problemas de deterioro en la poscosecha, heterogeneidad en la calidad de la fruta, y una disponibilidad limitada del material elite libre de patógenos (Lentini, 2002).

1.2 ECOFISIOLOGÍA DEL CULTIVO DE *Solanum quitoense* Lam.

El lulo es originario de los bosques húmedos subtropicales de Perú, Ecuador y Colombia, localizados en las vertientes andinas entre 1200 y 2500 msnm. No produce polen fértil en zonas templadas, siendo una gran ventaja para el cultivo del lulo en el trópico (Angulo, 2008). Ésta característica puede indicar que el lulo se comporta como una planta de día corto. El lulo del Ecuador es sin “espinas”, las cuales realmente por tener su origen en la epidermis y no en el sistema vascular se las debe considerar como agujones mientras que el de Colombia presenta agujones y se conoce como *S. quitoense* var. *septentrionale* (Denis *et al.*, 1985).

La planta crece bien a una temperatura promedio que va desde los 15 a los 22 °C, temperaturas muy altas pueden limitar la floración y fructificación, sin embargo los

mejores rendimientos se obtienen en regiones que presenten una temperatura media de 20 °C, con presencia de nubosidad permanente (Reina *et al.*, 1998).

Las precipitaciones deben oscilar entre 1.500 a 2.500 mm bien distribuidos a lo largo del año con una alta humedad relativa del 80% o más. El suministro irregular de agua puede causar el rajado del fruto, que también es ocasionado por una deficiencia de calcio y boro (Angulo, 2006).

1.3 ORIGEN Y VARIABILIDAD GENÉTICA DEL LULO

El lulo pertenece a la familia *Solanaceae*, la cual tiene cerca de 70 géneros con más de 2.000 especies, la mayor parte distribuidas a través de regiones de clima cálido del neotrópico, aportando gran cantidad de plantas utilizadas por el hombre, tales como la papa (*Solanum tuberosum*), el pepino dulce (*Solanum muricatum*), la berenjena (*Solanum melongena*), el tomate (*Lycopersicon esculentum*), el tabaco (*Nicotiana tabacum*), el tomate de árbol (*Solanum betacea*) entre otras (Segovia, 2002).

El centro de diversidad primaria del taxón comprende Colombia, Ecuador y Perú, con presencia de taxa afines en Venezuela, Brasil, Centro América y una especie en Asia (*Solanum melongena*). La planta crece en forma espontánea en el sotobosque, por lo cual su siembra se ha extendido a importantes áreas a expensas de los bosques, lo que ha causado efectos nocivos en la biodiversidad (Bernal, 2009). Otros cultivadores simplemente lo han trasladado del sotobosque a plena exposición solar, con acortamiento del período productivo, llegando las plantas en forma acelerada a senescencia, con debilitamiento de éstas y ataque por parte de diferentes patógenos y plagas (Lobo, 2006).

Lobo (2006) indica que el centro de origen del taxón cultivado *S. quitoense* es Colombia, para lo cual se basa en argumentos de tipo genético y lingüístico; los materiales más primitivos de la especie se encuentran en el país, con un

gradiente al sur de Colombia hacia el Ecuador, país en el cual la mayoría de materiales carecen de aguijones, atributo derivado evolutivamente (Whalen *et al.*, 1981). En contraste, las poblaciones colombianas exhiben aguijones y se conoce como *S. quitoense* Lamarck var. *septentrionale*. (Dennis *et al.*, 1985 y Prohens *et al.*, 1985) encontrando la mayor diversidad de especies de la sección *Lasiocarpa*, con presencia de ocho taxones de este grupo (Whalen *et al.* 1981; Lobo, 2000; Lobo y Medina, 2000).

En cuanto al aspecto lingüístico, Lobo (2004a) expresa que a pesar de que existe una población ancestral en el Ecuador, en dicho país, se conoce la especie con el nombre español de 'naranjilla'. En contraste, en Colombia se emplean diferentes vocablos indígenas para su denominación, entre los que se encuentran 'lulo', palabra de origen quechua (Patiño, 1962); 'machak-vém, en el dialecto Kamsá (Schultes, 1949).

El Centro primario de diversidad y variabilidad genética del lulo comprende Colombia, Ecuador y Perú, distribuyéndose entre los 1200 y 2300 msnm (Lobo *et al.*, 1983; Heiser, 1985; Heiser y Anderson, 1999; Lobo y Medina, 2000). Se considera que el Centro de Origen del taxón cultivado *Solanum quitoense* Lam., es Colombia (Lobo, 2004b y Lobo *et al.*, 2007).

El distanciamiento morfológico de las variedades botánicas *septentrionale* y *quitoense*, puede atribuirse al hecho de que los materiales de la segunda entidad, provienen de síndromes de domesticación, iniciados con la selección de materiales sin aguijones, lo cual causó un efecto fundador, con selección antrópica posterior, por atributos importantes y para su siembra en condiciones de mayor luminosidad que las soportadas por los materiales de la forma *septentrionale* (Heiser, 1979).

S. quitoense crece en forma espontánea en el área andina, en especial bajo condiciones de sotobosque, en sitios frescos, sombreados, cercanos a corrientes

de agua, con temperaturas entre 17 y 20°C (Lobo *et al.*, 1983). Según Whalen *et al.* (1981) se han reconocido dos variedades botánicas: *S. quitoense* var. *septentrionale*, la cual presenta aguijones (CE), y *S. quitoense* var. *quitoense*, sin aguijones (SE); de los anteriores grupos, el CE es ancestral, mientras que, filogenéticamente, la ausencia de estas estructuras corresponde a un carácter derivado (Whalen *et al.* 1981). El fenotipo CE es condicionado por un gene dominante (Vivar y Pinchinat, 1970) y la eliminación de la característica con fines de cultivo, es consecuencia de procesos de selección antrópica durante el manejo incipiente o la selección artificial o la considerada domesticación inicial (Lobo, 1991).

La planta de lulo posee una serie de características correspondientes a individuos del complejo maleza-silvestre, como son: adaptación ecológica estrecha, aguijones en tallos y hojas, antocianina en diferentes órganos, frutos recubiertos por tricomas, latencia en las semillas, elevado número de semillas por baya, adaptación a sotobosque, alogamia, andromonoecia, aguijones en diversos órganos y la rápida oxidación de sus jugos (Lobo, 2009).

Por otra parte, Fory (2005) usando marcadores AFLP, halló amplio polimorfismo intraespecífico en los taxones evaluados y separación entre las especies de origen amazónico y las andinas.

1.4 RECURSOS GENÉTICOS Y VARIABILIDAD GENÉTICA DEL GÉNERO *Solanum*

En cuanto al factor genético *S. quitoense* es una especie diploide que presenta un número cromosómico somático de $2n=2X=24$ y un normal apareamiento cromosómico en meiosis (Pareja *et al.*, 2010). La utilización de los recursos genéticos requiere del conocimiento de éstos, en cuanto a sus atributos y composición genética (Medina *et al.*, 2006) con ello la variabilidad pasa de tener valor de existencia a valores de opción y utilización.

Lobo *et al.* (2007) menciona que un común denominador en la mayoría de los estudios ha sido el polimorfismo. Así, en la colección colombiana del taxón y especies relacionadas se detectó la presencia de 73,9% del total de estados de los descriptores cualitativos, con un promedio de 4,2 morfoalelos por variable (Lobo *et al.*, 2007). Medina *et al.* (2006) mencionan que los estudios moleculares revelaron polimorfismo significativo y estudios, realizados con marcadores AFLP, comprobaron una mayor variabilidad genética en híbridos intraespecífico *S. hirtum* X *S. quitoense*, con relación a los parentales, lo cual puntualiza el potencial de incremento de la base genética del lulo, por esta vía, para programas de mejoramiento.

De igual manera, se reportó resistencia a patógenos, los que incluyen el nematodo *Meloidogyne incognita* en materiales derivados de hibridación intraespecífico entre *S. hirtum* y *S. quitoense*, al igual que en los clones que conforman el cultivar La Selva (Navarro *et al.*, 1985 y Bernal *et al.*, 1998).

1.5 ENFERMEDADES RADICULARES DEL LULO Y SU MANEJO A TRAVÉS DE LA INJERTACIÓN

Hasta el momento no se han establecido estrategias de manejo sostenible para el control del amarillamiento causadas por *Fusarium oxysporum*, el cual es un patógeno que causa problemas económicos importantes en la agricultura, vive dentro del suelo y ataca el xilema de la planta (Dickinson y Lucas, 1987). Las plantas afectadas por *F. oxysporum* presentan una pudrición húmeda y extensiva de color café rojizo en la corteza de la base del tallo y cuello de la raíz, igualmente disminuyen su crecimiento, luego se marchitan y finalmente mueren (Agrios, 1995 y Sañudo *et al.*, 2002). La planta presenta las hojas inferiores cloróticas y marchitas. En los tallos se pueden presentar áreas de color pardo en forma de parches que se desvanecen suavemente. Al realizar cortes transversales en el cuello de la raíz y tallo, se observa una coloración morada del sistema vascular a

manera de anillo. Este síntoma se manifiesta igualmente en raíces, ramas superiores y en el pecíolo de las hojas (Huertas *et al.*, 1999).

Ochoa *et al.* (2004) determinaron la especificidad de *Fusarium oxysporum* y su patogenicidad, proponiendo el patógeno asociado al lulo como *F. oxysporum* f. sp. *quitoense*. Debido a que *F. oxysporum* es una de las especies que presenta un alto nivel de variabilidad genética, por la influencia de mutaciones, recombinación genética, flujo de genes, selección y las condiciones ambientales (Armstrong y Armstrong, 1981) esta variabilidad genética le ha permitido evolucionar rápidamente y adaptarse a nuevos hospederos y fungicidas.

Debido a las características de la enfermedad, los métodos de control químico como biológicos, han resultado ineficientes en el campo y muy costosos para el agricultor; además, contribuyen a la contaminación ambiental y deterioran la biota del suelo (Jiménez *et al.*, 2001). De todos los métodos de control, el mejor resultado ha sido el desarrollo de cultivares resistentes a *Fusarium spp.* La resistencia que ha presentado *Fusarium* hacia algunos fungicidas y el uso indiscriminado de estos son elementos suficientes para suponer que la diversidad genética de este hongo es muy amplia (Argotti *et al.*, 2011).

Existen varios géneros de nematodos fitosanitarios asociados con raíces del lulo, entre los que sobresalen *Melodogyne incognita*, *M. javanica* y *M. arenaria*. Estos son conocidos como los formadores de nudos en las raíces y producen pérdidas económicas en todas las regiones luleras de Colombia. La especie *M. incognita*, está presente en los departamentos de Antioquia, Caldas, Cauca, Cundinamarca, Nariño y Valle del Cauca; la especie *M. javanica* está en los departamentos de Antioquia y Cundinamarca y la especie *M. arenaria* se encuentra en el Valle del Cauca. Los nematodos formadores de nudos favorecen la entrada de *Fusarium* y aumentan la susceptibilidad de las plantas de lulo a la marchitez bacteriana causada por *Ralstonia solanacearum* (Corrales *et al.*, 1999 y Franco, 2002).

Una alternativa para el manejo integrado de estos problemas fitosanitarios de tipo radicular, es la injertación de variedades comerciales como el lulo de Castilla sobre patrones resistentes como las especies relacionadas como *Solanum sessiliflorum*, *S. torvum* y *S. hirtum*, entre otras (Zuluaga, 1996 y Villachica, 1996). En trabajos realizados por Narváez y Zambrano (2006) en la Universidad de Nariño, se determinó que las especies *S. Sessiliflorum*, *S. hirtum* y *S. marginatum* mostraron resistencia a la inoculación con *Fusarium* sp.

El uso de injertos en lulo ha sido propuesto para propagar vegetativamente plantas sobresalientes, de las cuales se desea conservar sus características. A estas plantas, el patrón les aporta resistencia o tolerancia a problemas fitosanitarios como los nematodos (Franco, 2002) y enfermedades radiculares como *Fusarium oxysporum* y *Rhizoctonia solani*, entre otras.

En el departamento de Nariño, la asociación de *Meloydogine* y *Fusarium oxysporum* están presentando una disminución en su productividad, debido al ataque de estos patógenos, reportando incidencias cercanas al 79% y pérdidas del 50% de la producción en el cultivo de lulo (Gelpud *et al.*, 2010) además, las áreas de cultivo son intermitentes, donde algunas áreas sembradas han disminuido notablemente por problemas fitosanitarios que encarecen considerablemente los costos de producción y obligan a los productores a buscar nuevas zonas en los bosques, deteriorando el medio ambiente (Angulo, 2006). Esto está sucediendo en los municipios productores de lulo del departamento de Nariño, haciendo insostenible el cultivo para los productores dedicados a su explotación.

La falta de programas de fitomejoramiento para la especie, no ha permitido obtener soluciones duraderas para los problemas radiculares antes descritos, contribuyendo a la baja productividad de la especie y limitando los ingresos de los agricultores, ocasionando la desaparición de grandes áreas de cultivo, tal como ha

sucedido en los municipios de Buesaco, la Florida y La Unión del departamento de Nariño.

En cuanto a las especies de solanáceas que son compatibles en injertación con el lulo cultivado las más comunes son *Solanum torvum*, *S. umbellatum* y *S. marginatum*, cuyos tipos de injerto más comunes son púa central, t invertida y parche, sin embargo el mejor resultado se ha obtenido con el de púa central, que genera más del 90% de prendimiento (Angulo, 2006 y Franco, 2002).

Ante la falta de genotipos mejorados con resistencia a nematodos y a las enfermedades radiculares como *Fusarium oxysporum* y *Rhizoctonia solani*, el uso de injertos sobre especies de solanáceas silvestres es una alternativa para propagar plantas sobresalientes que permitan evitar la incidencia de los patógenos antes mencionados, aumentando los rendimientos aprovechando el potencial productivo del lulo de Castilla e incrementando los ingresos de los productores de esta solanácea en el departamentos de Nariño.

La técnica de microinjertación propuesta por Murashige *et al.* (1972) y Navarro *et al.* (1975) los cuales plantearon la posibilidad del microinjerto *in-vitro* de ápices sobre plántulas provenientes de semillas, logrando el desarrollo de plantas libres de numerosos virus (Navarro y Juárez, 1977; Roistacher, 1977).

Otra técnica, denominada 'microinjerto in vivo' de ápices meristemáticos pretratados *in-vitro*, fue propuesta por Mosella *et al.* (1980) con la cual se obtuvo también plantas sanas de *Prunus pérsica* (L.) Batsch y con menos complicaciones que con la técnica original *in-vitro*. En 1983, Ascui aplicó estos nuevos procedimientos a diversos cítricos obteniendo resultados promisorios.

1.6 RECURSOS GENÉTICOS RELACIONADOS PARA LA INJERTACIÓN

La selección y desarrollo de cultivares requiere variabilidad genética disponible; ésta permite identificar y utilizar atributos requeridos y ubicar adaptabilidad a las presiones selectivas (Simmonds, 1962) lo que indica la importancia de los polimorfismos heredables (Cooper *et al.*, 2001). Lo anterior corresponde a los “recursos genéticos” que comprenden materiales cultivados, arvenses y silvestres del taxón y especies relacionadas, con los cuales se conforma la base genética requerida para los procesos de premejoramiento y mejoramiento.

A continuación se presenta un perfil de las características importantes de las accesiones con las cuales puede ser compatible el lulo en forma de injerto, basada en los trabajos presentados por Zuluaga (1996).

1.6.1 *Solanum sessiliflorum* Dun. (*S. topiro* Dun.). La llamada cocona es una especie eudicotiledónea originaria de Sudamérica tropical, se la cultiva en varios países por su fruto de sabor agradable y con interesantes propiedades nutritivas con el que se elaboran jugos, néctares, mermeladas, dulces, compotas y en ocasiones, para consumo en fresco.

Es una planta semileñosa que mide de 0,80 a 2 m de altura. Los tallos son cilíndricos con pubescencia dura y grisácea, ramifica desde cerca del suelo, tiene ramas robustas y hojas simples, alternas, de 30 cm x 26 cm, de margen ondeado o aserrada con el haz cubierto de indumento duro y blancuzco. La inflorescencia es axilar en racimos. Sus flores miden de 4 a 5 cm de diámetro, con cáliz de cinco sépalos duros, triangulares; corola con cinco pétalos de color blancuzco o ligeramente amarillo a verde claro. El fruto varía desde casi esférico u ovoide hasta ovalado, con 4 a 12 cm de ancho y 3 a 6 cm de largo, peso entre 24 y 250 g, color desde amarillo hasta rojizo. Su exocarpo es suave y rodea la pulpa o mesocarpo, grueso, amarillo y acuoso (Da Silva, 1998).

1.6.2 *Solanum hirtum* Vahl. (*S. molestum* Bran.) Es una maleza ampliamente conocida en México, norte de Colombia y Venezuela. Arbusto de 2 m de altura, de apariencia blanquecina, y espinoso. Las hojas presentan aguijones, de color verde oscuro en el haz y verde pálido en el envés, las hojas al tacto se sienten ásperas. Las flores tienen color blanco-cremoso. Los frutos son esféricos, recubiertos con numerosos tricomas y al madurar se ven de color amarillo-anaranjado de sabor dulce, crece en los potreros a libre exposición solar, resistente a nematodos del género *Meloidogyne sp* (Soledad, 2004).

1.6.3 *Solanum marginatum* Lam. Es una maleza de amplia distribución a nivel mundial. En Centro y Sudamérica crece a libre exposición solar en los potreros de las regiones altas. Es originaria de África tropical y habita en altitudes desde los 100 y hasta los 3100 msnm. Arbusto, con aguijones rígidos y rectos de hasta 1,5 cm de largo, su tamaño varía hasta 1,8 m de altura, su tallo es estriado, cubierto por abundantes pelos ramificados, con hojas alternas ovadas, con el ápice redondeado, margen blanco, ondulado y algo lobado, verde y casi sin tricomas en la cara superior y con abundantes tricomas largos, suaves y blancos en la cara inferior.

Su inflorescencia se compone de flores en pequeños grupos ubicados en ramillas laterales sus flores presentan un cáliz acampanado y terminado en 5 lóbulos triangulares; la corola blanca o blanquecina acampanada, dividida en 5 lóbulos con 5 estambres, grandes anteras rodeando el estilo. El fruto es una baya colgante, carnoso, globoso, hasta de 5 cm de diámetro, amarillento al madurar, sin tricomas (Mondragón, 2009).

1.6.4 *Solanum mammosum* Lam. La planta es un arbusto que llega hasta 1,20 m de alto, es herbáceo o semileñoso de tallo espinoso, hojas simples, pubescentes en el haz y en el envés, bordes medianamente hendidos, aguijones conspicuos sobre las nervaduras, ápice acuminado. Sus flores son pedunculadas en racimo, cáliz verde-amarillo con 5 sépalos, corola de color lila con 5 pétalos, 5

estambres prominentes con filamentos cortos, su fruto es una baya de forma cónica con lóbulos en la parte proximal del pedúnculo, de color amarillo oro en la maduración y de 5 a 6 cm de longitud (Vega, 2001).

1.6.5 *Solanum umbellatum* Mill. Es un arbusto de 1,5 hasta 5 m de altura, no presenta aguijones. Las hojas son angostas en forma elíptica sin lóbulos y en su mayoría no crecen por pares. La flor de esta especie es blanca y mide 1 cm, con anteras amarillas. La planta es pubescente con pelos blandos en forma de estrella. La flor y el fruto sobresalen ante el follaje (Bdigital, 2005).

1.7 ADAPTABILIDAD Y ESTABILIDAD EN LULO

Dada la poca información disponible sobre el lulo en cuanto a análisis de la adaptabilidad y estabilidad de rendimiento; entendiendo la adaptabilidad como la capacidad de los genotipos de aprovechar ventajosamente los estímulos del ambiente y la estabilidad refiriéndose a la habilidad de los genotipos de comportarse de forma consistente a través de una amplia gama de ambientes determinados (Lin y Binns, 1994; Annichiarico, 2002) la contribución de los materiales genéticos estudiados y de los ambientes a la interacción genotipo x ambiente y conocer cuál de las variables independientes registradas a nivel del ambiente muestran una mayor asociación con la variabilidad observada en el rendimiento entre ambientes.

El componente genotipo x ambiente es el primer paso para estudiar el comportamiento con relación a un conjunto de condiciones, debidamente categorizadas, para luego extender la investigación a diversos ambientes y de esta forma evaluar las normas de reacción relacionadas con adaptabilidad y plasticidad fenotípica; las que se definen como: la capacidad de un organismo de producir fenotipos diferentes en respuesta a cambios en el ambiente (Gianoli, 2004).

Las investigaciones en adaptación de genotipos fueron realizadas por el Centro de Investigación La Selva, de CORPOICA, el cual incluyen la evaluación de clones provenientes de hibridaciones intraespecíficos, evaluando el comportamiento individual de los 3 clones que conforman el cv. La Selva, en 12 localidades entre los 1150 y 2300 msnm, de Antioquia, Caldas, Cundinamarca, Huila y Valle del Cauca, en comparación con testigos locales de lulo “castilla”. Los resultados de adaptación condujeron a la liberación del cultivar, integrado por una mezcla balanceada de los clones evaluados, con productividad elevada, períodos de cosecha prolongados, calidad de la fruta para procesamiento y adaptación amplia (Bernal *et al.*, 1998) esto último se atribuyó al aporte genético del parental silvestre *S. hirtum*, especie que según Whalen *et al.* (1981) exhibe la mayor dispersión ecológica entre los taxones silvestres relacionados con el lulo.

1.8 MEJORAMIENTO GENÉTICO DEL CULTIVO DE LULO

En Colombia hasta ahora, solo se ha obtenido un cultivar mejorado conocido como La Selva (Bernal *et al.*, 1999) el cual es un híbrido obtenido del retrocruzamiento interespecífico entre *Solanum hirtum* x *Solanum quitoense* en F₂. Este muestra resistencia parcial al cáncer bacterial *Corynebacterium* sp. La pulpa de este híbrido es de color verde, un carácter apetecido por los consumidores tanto del mercado en fresco como industrial en Ecuador y en Colombia (Lobo, 2000). Por otro lado, se reportan selecciones con resistencia a nematodos en *S. quitoense* variedad “dulce” a través de variación somaclonal. Esta resistencia fue comprobada en invernadero y con técnicas *in-vitro* (Bernal, *et al.*, 2001).

El lulo tiene una relativa importancia en países como Ecuador y Colombia, La cocona (*S. sessiliflorum*), por otro lado, no se cultiva mucho en los países andinos, si bien en Perú se tienen ciertas áreas cultivadas. Los híbridos interespecíficos de lulo de castilla y cocona tienen características intermedias entre ellas y un cruzamiento fue originado por el agricultor ecuatoriano Raúl Viteri entre las dos especies usando el lulo de castilla como donante del polen, dando como resultado

una coloración de hoja intermedia entre los dos padres y frutos más resistentes a enfermedades e insectos. Los frutos eran más pequeños que los del lulo de catilla, pero su color y gusto eran similares (Santacruz, 2004). Posteriormente, se obtuvo el híbrido Palora de mayor tamaño y con características más parecidas a la cocona que al lulo de castilla y que ha permitido subir los rendimientos de 3 t.ha⁻¹ del lulo a 18 t.ha⁻¹ (Santacruz, 2004).

2. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1 LOCALIZACIÓN

La presente investigación se realizó en dos fases, una fase en condiciones del Laboratorio de Investigaciones de Tejidos vegetales de la Universidad de Nariño – UDENAR –, localizado en la ciudad Universitaria Torobajo (Pasto) a 2.540 msnm.

La segunda fase, consistió en la evaluación del comportamiento agronómico y la estabilidad de los injertos, a través de siete lotes ubicados en: la vereda de La Pradera (municipio de Nariño), Concentración Escolar de Desarrollo Rural – CEDRE–, (municipio de La Unión), vereda Tablón de Obraje (municipio de Tangua), vereda Chapacual, (municipio de Yacuanquer), corregimiento de Matituy (municipio de La Florida) y dos lotes ubicados en el municipio de Buesaco en el corregimiento de Villamoreno y la vereda Llano Largo; con una altura que va desde 1.745 y 2.400 msnm, entre 14 y 20° de temperatura y con las siguientes características físico-químicas de los suelos; análisis realizados en el Laboratorio Especializados de la Universidad de Nariño (Tabla 1).

Tabla 1. Ubicación geográfica y análisis físico-químico de suelos de las localidades donde se evaluaron los injertos

Localidad	Localización		Análisis de suelos							
	Ubicación geográfica	Altitud (msnm)	Temp. (°C)	pH	M.O. (%)	P (mg/kg)	K (cmolcarga/kg)	Ca (cmolcarga/kg)	Mg (cmolcarga/kg)	Tex.
Llano Largo	1°19'50.40" LN 77°11'30.84" LO	1.978	18	4,3	5,08	6,43	0,707	3,21	1,54	F
Villamoreno	1°19'32.25" LN 77°11'55.97" LO	1.959	16	4,1	3,90	5,65	0,559	2,98	1,32	F - A
Chapacual	1° 8'10.08" LN 77°26'3.41" LO	2.000	16	4,9	7,10	7,18	0,635	7,59	3,86	F
La Pradera	1°17'29.32" LN 77°21'10.64" LO	2.077	17	4,2	6,76	5,34	0,456	5,67	2,54	F - A
CEDRE	1°35'4.11" LN 77° 7'44.25" LO	1.745	19	4,7	4,39	24,0	0,288	3,57	1,11	F - A
Tablón de Obraje	1° 5'15.21" LN 77°24'0.34" LO	2.400	14	4,3	7,01	6,34	0,761	6,03	1,76	F
Matituy	1° 24'12.98" LN 77°20'14.50" LO	1.950	20	4,7	6,42	2,73	0,585	4,27	2,83	F - Ar - A

2.2 MATERIAL VEGETAL

La colección originada a partir de semilla de *Solanum hirtum*, *S. sessiliflorum* y *S. marginatum* fueron suministradas por el Programa de Producción de Frutales Andinos, adscrito a la Facultad de Ciencias Agrícolas de la Universidad de Nariño y las semillas de *S. mammosum* y *S. umbellatum*, suministradas por el Banco Nacional de Germoplasma de Recursos Fitogenéticos a cargo de CORPOICA.

2.3 PROTOCOLOS PARA PROPAGACIÓN *IN-VITRO* DE *Solanum sessiliflorum*, *S. hirtum*, *S. mammosum*, *S. umbellatum* y *S. marginatum*

Según la metodología evaluada por Andrade y Córdoba (2010) para la micropropagación de las especies *Solanum hirtum*, *S. marginatum*, *S. umbellatum* y *S. mammosum*, se propuso la propagación *in-vitro* de la especie *S. sessiliflorum* a través de explantes de 5 mm de largo que incluían una yema axilar (nudo) extraídas del tercio superior siendo las partes mas jóvenes de la planta donante, se evaluaron cuatro tratamientos, que corresponden a los medios de cultivo propuestos por Segovia (2002) los cuales son: Hendrix (H) (Hendrix *et al.*, 1987), Atkinson (AT) (Atkinson y Gardner, 1993), mitad de Murashige y Skoog ($\frac{1}{2}$ MS) (Murashige y Skoog, 1962), Hussey y Stacey (A) (Hussey y Stacey, 1981). Para el caso de la evacuación de *S. sessiliflorum*, se utilizó un diseño irrestrictamente al azar con 5 repeticiones. Cada repetición estuvo formada por 4 recipientes de vidrio en los cuales se sembraron dos explantes para un total de 8 explantes por repetición.

Para este ensayo se evaluó el tipo de morfogénesis dada por las modalidades callos (C), tallo con hojas que se denominó vástago (V) y plantas completamente formadas (P), estas variables se expresaron en porcentaje. Igualmente, se estudiaron las variables número de brotes (NB), longitud de brotes (LB), número de raíces (NR), número de hojas (NH) y días a morfogénesis completa (DMC). Las variables expresadas en porcentajes se transformaron mediante la fórmula

arcoseno. Los datos obtenidos se sometieron al Análisis de Varianza (ANDEVA) y una prueba de significancia de medias utilizando el software de análisis estadístico SAS 8.0.

Una vez se determinaron los protocolos para la propagación de plántulas *in-vitro* a partir de explantes que incluyen una yema axilar (nudo) de las especies de *Solanum sessiliflorum*, *S. hirtum*, *S. mammosum*, *S. umbellatum* y *S. marginatum*, se procedió a realizar los microinjertos *in-vivo*. En forma simultánea se produjeron plántulas *in-vitro* a partir de semillas de *Solanum quitoense* var. *quitoense* y var. *septentrionale* del genotipo Castilla, utilizando el protocolo de Segovia (2002). Se utilizó la metodología de microinjertación *in-vivo* propuesta por Mosella y Ascui (1993) modificada para el material vegetal evaluado.

2.4 INJERTACIÓN *IN-VIVO* DE LULO DE CASTILLA USANDO COMO PATRONES LAS ESPECIES *S. sessiliflorum*, *S. hirtum*, *S. mammosum*, *S. umbellatum* y *S. marginatum*

2.4.1 Preparación de los patrones y copas. Para la obtención del material vegetal *in-vitro* para patrón y copas, se procedió a realizar la desinfestación de semilla y explantes.

Para el medio líquido las semillas se colocaron sobre papel filtro esterilizado cortado previamente en cuadros pequeños, se cubrió con papel aluminio, se sellaron con material cristaflex y se marcaron con la fecha de siembra. Una vez sellados y rotulados los contenedores se procedieron a llevarlos al cuarto de incubación que se encuentra a una temperatura promedio de 21°C, una humedad relativa de 60%, un fotoperiodo de 16 horas de luz blanca y se colocaron en estantes metálicos de color blanco.

2.4.2 Endurecimiento de los patrones y copas. Una vez obtenidas las plantas, se las extrajo de los tubos de ensayo y de los recipientes de vidrio con el siguiente procedimiento:

Se lava la raíz con agua destilada estéril, colocando cada una de plantas en cajas Petri con papel absorbente para retirar el exceso de humedad, se procede a tapar las cajas Petri y se trasladan a invernadero, donde cada una de la plantas se siembran en bolsas perforadas de polietileno de color negro de 500 g de capacidad, una vez organizadas en los sitios del invernadero (naves) se procede a realizar un riego general procediendo a cubrir cada una de las naves con plástico de invernadero calibre No. 7 para crear un ambiente adecuado para las plantas. Se realizó una fertilización con sales solubles en agua (Cristasol inicial 15-30-15), diariamente se destaparon las naves con el fin que su adaptación al medio no resulte estresante, pasado 20 días en el invernadero y realizando observaciones periódicas en este periodo para corregir problemas fitosanitarios, las plantas se encontraron adaptadas o endurecidas para realizar la microinjertación in-vivo.

2.4.3 Microinjerto. El portainjerto endurecido en el invernadero se decapito aproximadamente a 10 cm, realizando un corte transversal, a continuación se realizó una hendidura longitudinal por la mitad del tallo. La copa se cortó en doble bisel similar a una púa, la que posteriormente se introdujo en la hendidura del patrón, asegurándose de que las partes de las plantas queden unidas, se ató fuertemente con una cinta propia para realizar injertos y el conjunto se cubrió con una bolsa de polietileno y se mantuvo en el invernadero, teniendo cuidado de evitar la deshidratación. La bolsa se retiró paulatinamente cuando se empezó a evidenciarse el crecimiento de los injertos (25 a 30 días) (Figura 1).

Las plantas recién injertadas se colocaron en un lugar protegido de la incidencia directa de los rayos solares, para evitar deshidratación del injerto y mortalidad por golpe de sol.



Patrón endurecido decapitado (A), corte transversal del patrón (B, C), corte en doble bisel (D, E), unión de patrón y copa (F), amarre para unión de patrón y copa (G, H, I, J), bolsa de polietileno para cubrir el injerto (K, L).

Figura 1. Metodología propuesta para realizar un injerto in vivo y *ex-vitro* de púa terminal

2.5 COMPORTAMIENTO AGRONÓMICO Y ANÁLISIS DE LA ESTABILIDAD DE LOS INJERTOS EVALUADOS

Con el objeto de evaluar el comportamiento agronómico y la estabilidad y adaptabilidad se montaron en campo parcelas en la vereda de La Pradera, municipio de Nariño, La Concentración Escolar de Desarrollo Rural –CEDRE–,

municipio de La Unión, vereda Tablón de Obraje, municipio de Tangua, vereda Chapacual, municipio de Yacuanquer, corregimiento de Matituy, municipio de la Florida y dos lotes ubicados en el municipio de Buesaco en el corregimiento de Villamoreno y la vereda Llano Largo, con 24 tratamientos que corresponden a injertos realizados de forma tradicional de *Solanum quitoense* var. *quitoense* como copa sobre los patrones *S. sessiliflorum* (E-Q-S), *S. hirtum* (E-Q-H), *S. umbellatum* (E-Q-U), *S. marginatum* (E-Q-Mar), *S. mammosum* (E-Q-Mam) y la copa *S. quitoense* var. *septentrionale* con los patrones *S. sessiliflorum* (E-S-S), *S. hirtum* (E-S-H), *S. umbellatum* (E-S-U), *S. marginatum* (E-S-Mar), *S. mammosum* (E-S-Mam) y los microinjertos realizados *in-vivo* con la copa *S. quitoense* var. *quitoense* sobre los patrones *S. sessiliflorum* (I-Q-S), *S. hirtum* (I-Q-H), *S. umbellatum* (I-Q-U), *S. marginatum* (I-Q-Mar), *S. mammosum* (I-Q-Mam) y la copa *S. quitoense* var. *septentrionale* sobre los patrones *S. sessiliflorum* (I-S-S), *S. hirtum* (I-S-H), *S. umbellatum* (I-S-U), *S. marginatum* (I-S-Mar), *S. mammosum* (I-S-Mam), obteniéndose así 20 tratamientos; Además de estos tratamientos se incluyeron cuatro tratamientos testigos sin injertar, dos plantas de lulo de Castilla var. *quitoense* (E-Q) y var. *septentrionale* (E-S) y dos plantas *in-vitro* lulo de Castilla var. *quitoense* (I-Q) y var. *septentrionale* (I-S), para un total de 24 tratamientos por ambiente.

El diseño utilizado correspondió a Bloques Completos al Azar (BCA) con tres repeticiones. Las distancias de siembra fueron de 2,50 m entre plantas y 3 m entre surcos. Cada parcela experimental estuvo formada por un surco de 6 plantas con un área de 45 m² y el lote experimental tuvo un área de 3.240 m². La parcela útil estuvo compuesta por las tres plantas centrales que ocuparon un área de 22,5 m²; en el perímetro de cada lote experimental se sembró un surco con plantas de lulo para evitar el efecto de bordes. Para el mantenimiento de las parcelas se emplearon las prácticas culturales recomendadas para el cultivo.

2.6 LABORES CULTURALES EN LOS ENSAYOS ESTABLECIDOS

La fertilización de los ensayos consistió en la aplicación de 40 gramos por planta de 18-46-0 al momento de la siembra, un mes después de la siembra se aplicó 10 gramos por planta de 18-46-0 + 10 urea, a los tres meses de la siembra 100 gramos por planta de 18-18-18 + 20 g de FEM, seis meses después de siembra 200 g de 18-18-18 + 20 g de FEM y a los 11 meses después de la siembra 250 g de 18-18-18. Se aplicó fertilizante foliar cada 15 días después de la floración en dosis de dos l/ha. Se aplicó herbicida en forma preemergente en dosis de 100cc/bomba de glifosato. El riego se efectuó semanalmente por aspersión. Se realizaron aplicaciones preventivas de fungicidas como Mancozeb (1.5 a 3.0 Kg /ha) para controlar gota causada por *Phytophthora infestans*.

2.7 VARIABLES

Una vez se realizó la poda de formación a los 3 meses de sembrado, se evaluaron las siguientes variables:

2.7.1 Compatibilidad (COMP). Esta variable está relacionada con la compatibilidad entre la copa y el portainjerto, la cual está dada por la relación entre los perímetros del patrón y la copa teniendo en cuenta la metodología utilizada por López y Cardona (2007) los cuales mencionan que valores cercanos a la unidad (tallo cilíndrico y uniforme) indican una adecuada compatibilidad en tanto que, valores menores o mayores a la unidad indican incompatibilidad. Cuando el valor es mayor a uno se hace mención a una “incompatibilidad positiva” debida a que el tallo del portainjerto tiene mayor diámetro que el tallo de la copa, cuando el valor es menor que uno (el grosor del tallo de la copa es mayor que el tallo del portainjerto) se dice que existe una “incompatibilidad negativa”.

2.7.2 Días a floración (DAFL). Los días a floración fueron registrados desde el momento de la siembra (DDS) hasta que el 50% de las plantas tuvieron por lo menos una flor completamente abierta.

2.7.3 Número de frutos formados por planta (NFP). Se contaron el número de frutos formados por planta en el momento de la primera cosecha, cuando por lo menos el 50% de las plantas se encontraron con frutos formados.

2.7.4 Peso del fruto (PF). El promedio del peso del fruto en gramos (g), se obtuvo pesando 10 frutos tipo pintón (color 2 según la Norma NTC 5093) (ICONTEC, 2004) en la segunda cosecha.

2.7.5 Sólidos solubles totales (SST). Se determinó con un refractómetro y se expresó en grados Brix (°Brix). La lectura se corrigió utilizando el porcentaje de ácido cítrico (A.C), mediante la ecuación:

$$SST_{cor} = 0,194 \times A.C + SST$$

SST_{cor} = Sólidos solubles totales corregidos

A.C = Acides titulable

SST = Sólidos solubles totales

2.7.6 Ácido cítrico (AC). Se determinó por el método de titulación potenciométrica y se expresó como porcentaje de ácido cítrico (%A.C) y se calculó mediante la siguiente ecuación:

$$\%A.C = ((V1 \times N) / V2) \times K \times 100$$

%A.C = Porcentaje de ácido cítrico

V1 = Volumen de NaOH consumido (ml)

V2 = Volumen de la muestra (5 ml)

K= peso equivalente del ácido cítrico (0,064 g/meq)

N = normalidad del NaOH (0,1 meq/ml)

2.7.7 Rendimiento (RTO). Cada 15 días por un periodo de tres meses, en la fase productiva, de cada ensayo se determinó el rendimiento en $t.ha^{-1} año^{-1}$, con base en la producción de la parcela útil (tres plantas centrales, equivalente a 22,5 m²).

2.7.8 Análisis de estabilidad (AMMI). El análisis de estabilidad para la variable rendimiento de los injertos evaluados se hizo bajo el modelo AMMI (Additive Main effects and Multiplicative Interactions), implementado por Gauch y Zobel (1996).

El modelo AMMI corresponde a:

$$Y_{ger} = \mu + g + e + \sum_n n + \sum_g g_n + \sum_e e_n + g_e + \epsilon_{ger}$$

Y_{ger} rendimiento observado del genotipo **g** en el ambiente **e** y para la repetición **r**

Los parámetros aditivos son:

μ = gran media

g = desviación del genotipo **g** de la gran media

e = desviación del ambiente **e**

Los parámetros multiplicativos son:

n = valor singular para el eje **n** del componente principal de interacción (CPI)

g_n = eigenvector del genotipo **g** para el eje **n**

e_n = eigenvector del ambiente **e** para el eje **n**

2.8 ANÁLISIS DE LA INFORMACIÓN

Se efectuó un análisis combinado de varianza. El modelo usado correspondió a un modelo mixto, que considera a localidades como efecto aleatorio y a los tratamientos como efecto fijo. Al presentarse diferencias entre los tratamientos y localidades se realizó la prueba de comparación de medias DMS al 5%. Igualmente, se analizaron las correlaciones de Pearson existentes entre las variables evaluadas Weisstein (2011), para los cálculos se utilizó el programa estadístico SAS (Statistical Analysis System) versión 8.0.

2.9 ANÁLISIS ECONÓMICO DE LOS INJERTOS EVALUADOS

Con los datos de los costos de la fase de microinjertación *in-vivo* e injertación tradicional y su mantenimiento en la fase de endurecimiento, se evaluaron el porcentaje que representa la incorporación de plantas injertadas por los dos métodos en cuanto a los costos de producción.

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1 MICROPROPAGACIÓN DE EXPLANTES DE *S mammosum*, *S. hirtum*, *S. umbellatum* *S. marginatum* y *S. Sessiliflorum*

De acuerdo a los resultados expuestos por Andrade y Córdoba (2010) para la obtención de planta a través de la micropropagación de los explantes *S. mammosum*, *S. hirtum*, *S. umbellatum* *S. marginatum* y los resultados obtenidos en esta investigación para *S. sessiliflorum*, se puede observar que para las especies de *S. sessiliflorum* y *S. mammosum* presentaron diferencias estadísticamente significativas entre las variables formación de callos (C), formación de plantas (P), número de brotes (NB), longitud de brotes (LB), número de hojas (NH) y días a morfogénesis completa (DMC) (Anexo A).

Por otra parte no se encuentran diferencias estadísticas con las variables formación de vástagos (V) y número de raíces (NR) para las especies *S. marginatum* y *S. hirtum* al utilizarlos como explantes, sin embargo como se aprecia en el análisis (Anexo A) en las variables C, P, V, NB, LB, NR, NH y DMC presentan diferencias significativas entre la fuente de variación medios. *S. umbellatum* no presentó diferencias significativas entre esta fuente de variación para la variable longitud de brote (LB), encontrándose estas diferencias para las demás variables evaluadas.

En la prueba de comparación de medias (DMS) obtenidas por Andrade y Córdoba (2010) encontraron que para *S. mammosum* no se aprecian diferencias entre AT, H y ½MS para C, cuyos promedios oscilan entre 76,7% y 79,2%. Estos presentaron diferencias con A que produjo un 20% de callos. Con A se obtuvieron los mejores promedios en P (59,3 %), en NB (2 brotes) y NH (3 hojas). Para LB no hay diferencias estadísticas entre los medios A (0,63 cm), H (0,37 cm) y ½MS (0,41 cm) y en cuanto a DMC tampoco existen diferencias entre AT (1 d) y H (1 d).

Lo anterior se corrobora, con los resultados obtenidos por Segovia *et al.* (2002) quien menciona que las mejores plantas de *S. quitoense* variedad *septentrionale* y *quitoense* son obtenidas con el medio A, lo cual lleva a confirmar a este medio como el que proporciona la mejor opción para micropropagación de plántulas de lulo y especies relacionadas.

Las bondades del medio A respecto a otros medios se debe a la presencia de vitaminas esenciales como el pantoteanato de calcio y la alta concentración de ácido nicotínico, favoreciendo así una mayor formación de plantas. El requerimiento de vitaminas varía de acuerdo con la naturaleza de la planta y el tipo de cultivo (Morel, 1946). Algunos experimentos han mostrado que la supresión de algunas vitaminas favorece el desarrollo de las plantas (Linsmaier y Skoog, 1965). El pantoteanato de calcio no es utilizado con frecuencia, pero se ha encontrado que juega un papel importante en el cultivo de algunos tejidos (George, 1993) por lo que no es extraño que produzca estímulos favorables en las solanáceas estudiadas.

La DMS para medios (Tabla 2) indica que para *S. hirtum* el mayor porcentaje de P se obtuvo con H (40,7%). En las variables V y NB los mejores resultados se obtuvieron con A (40,0% y 2 brotes, en su orden). En NH no hay diferencia entre A y H con un promedio de 2 hojas. En DMC, los medios A (3 d), AT (2 d) y ½MS (3 d) se comportaron de la misma forma. Es muy frecuente que, en idénticas condiciones de medio y ambiente, las respuestas *in-vitro* del cultivo de un determinado explante y de una especie difieran con el cultivar empleado (Litz, 1984).

Como puede observarse, la organogénesis se vio estimulada por la utilización de explantes con nudos, el cual presenta grandes ventajas por estar compuesto por células meristemáticas, constituyendo un punto activo de crecimiento, que al estar en condiciones de un medio de cultivo compuesto por una auxina o citoquinina se

estimula el desarrollo de brotes y yemas, siendo capaz de desarrollar individuos completos directamente (Cheng, 1975 y Evans *et al.*, 1983).

Tabla 2. Comparación de medias (DMS) entre los medios para la formación de callos, plantas y vástago y número de brotes, raíces y hojas, longitud de brotes y días a morfogénesis completa en *S. mammosum*, *S. hirtum*, *S. umbellatum*, *S. marginatum* y *S. sessiliflorum*.

<i>S. mammosum</i>								
MEDIO	C (%)	P (%)	V (%)	NB	LB (cm)	NR	NH	DMC
A	20,0 b	59,3 a	-	2 a	0,63 a	-	3 a	3 b
AT	79,2 a	34,6 b	-	1 b	0,17 b	-	1 b	1 a
H	78,3 a	37,8 b	-	1 b	0,37 ab	-	1 b	1 a
½MS	76,7 a	45,4 b	-	1 b	0,41 ab	-	1 b	3 b
DMS	13,56	12,2	-	1	0,33	-	1	1
<i>S. hirtum</i>								
MEDIO	C (%)	P (%)	V (%)	NB	LB (cm)	NR	NH	DMC
A	-	35,6 b	40,0 a	2 a	-	-	2 a	3 ab
AT	-	36,7 b	29,0 b	1 b	-	-	1 b	2 a
H	-	40,7 a	28,6 b	1 b	-	-	2 a	5 b
½MS	-	34,5 b	24,6 b	1 b	-	-	1 b	3 ab
DMS	-	3,6	3,8	1	-	-	1	3
<i>S. umbellatum</i>								
MEDIO	C (%)	P (%)	V (%)	NB	LB (cm)	NR	NH	DMC
A	-	35,9 a	38,5 a	2 a	-	1 b	3 a	5 b
AT	-	28,0 b	33,8 ab	1 b	-	1 b	1 b	2 ab
H	-	36,1 a	32,0 b	1 b	-	3 a	3 a	5 b
½MS	-	30,5 b	32,5 b	1 b	-	1 b	1 b	1 a
DMS	-	4,4	4,8	1	-	1	1	3
<i>S. marginatum</i>								
MED	C (%)	P (%)	V (%)	NB	LB (cm)	NR	NH	DMC
A	31,4 d	41,6 a	48,8 a	1 a	0,58 c	4 c	6 a	15 b
AT	49,8 a	26,9 b	39,6 b	0 b	0,43 cd	6 c	3 b	20 c
H	46,9 bc	42,2 a	37,0 b	0 b	1,94 a	18 a	5 a	14 ab
½MS	43,0 c	41,0 a	44,7 a	1 a	1,09 b	9 b	3 b	10 a
DMS	4,5	5,8	4,4	1	0,28	3	1	5
<i>S. sessiliflorum</i>								
MEDIO	C (%)	P (%)	V (%)	NB	LB (cm)	NR	NH	DMC
A	3,4 b	23,5 a	-	3 a	1,60 a	-	4 a	19 ab
AT	9,3 a	15,04 b	-	1 b	0,36 b	-	1 b	19 a
H	8,3 ab	18,74 ab	-	2 b	0,96 ab	-	2 b	15 b
½MS	3,7 ab	18,90 ab	-	2 b	1,16 a	-	2 b	19 a
DMS	8,8	5,1	-	1	0,6	-	1	4

Comparador DMS 5%; Promedios con la misma letra no son significativamente diferentes

La respuesta de los explantes cultivados *in-vitro* puede variar con el estado de desarrollo, el factor genético y edad ontogénica de los mismos (Murashige, 1974). El cultivo de nudos, implica el aislamiento de una yema, favoreciendo la obtención de un nuevo individuo, razón por lo cual ha sido un tipo de explante bastante utilizado en la propagación de especies como la papa, yuca, tomate, pepino, pera y rosa (López, 1993). Además, los estímulos de yemas son más frecuentes en la rizogénesis; sin embargo, el origen del explante puede tener una influencia determinante, lo que sugiere que los factores importantes son siempre desconocidos y que los efectos de los tratamientos, pueden ser diferentes en cada especie (Mateo y Urbano, 1988).

La Tabla 2 indica que para *S. umbellatum* para la variable P, los medios A (35,9%) y H (36,1%) no exhiben diferencias, lo mismo que en NH (3 hojas). En V se obtuvieron porcentajes superiores con A (38,5%) y AT (33,8%). El mayor NR se obtuvo con H (3 raíces). Los mejores resultados de NB se presentaron con A (2 brotes) y finalmente para DMC no hubo diferencia con AT (2 d) y 1/2MS (1 d).

En la comparación de promedios (Tabla 2), se puede observar que para *S. marginatum* se encontraron los mayores promedios para LB y NR con el medio H con 1,94 cm y 18 raíces; para C se encontró que el medio AT con 49,8% se diferencia estadísticamente con los medios con el mejor promedio y el menor promedio se lo obtuvo con el medio 1/2MS con 43% sin encontrar diferencias con H (46,9%). Las variables V y NB presentaron los mayores promedios con los medios de micropropagación A y 1/2MS que no presentaron diferencias entre sí con 48,8 y 44,7% para V y 1 brote para NB. El menor número de días para DMC se presentó con los medios 1/2MS y H que presentaron 10 y 14 días respectivamente sin presentar diferencias significativas entre sí. Para P los medios H, A y 1/2MS resultaron ser los más adecuados presentando las mayores formaciones de plantas sin diferenciarse entre sí a nivel estadístico, con 42,2, 41,6 y 41% respectivamente.

En la Tabla 2 se muestra la prueba de comparación de medias, en la cual se puede observar que para *S. Sessiliflorum* no existen diferencias entre AT, H y ½MS para C, cuyos promedios oscilan entre 9,3% y 3,5%, el medio AT presentó diferencias con A que produjo un 3,4% de callos. Con A se obtuvo los mejores promedios, en NB con 3 brotes y NH con 4 hojas. Para LB no hay diferencias estadísticas entre los medios A (1,60 cm), H (0,96 cm) y ½MS (1,16 cm), de igual forma estos medios no se diferenciaron estadísticamente para la variable P donde el medio A (23,5%), H (18,74%) y ½MS (18,90%) y en cuanto a DMC no presentan diferencias entre los medios A (19 días), AT (19 días) y ½MS (19 días).

Como se observa en los resultados, existe una respuesta diferencial entre las especies, dada por la naturaleza del genotipo. Algunas respuestas genotipo-dependientes son causadas por la interacción entre la planta y el medio de cultivo o la hormona utilizada (George, 1993). Esto se vio reflejado directamente en las respuestas de los explantes en los cuatro medios.

Los tipos de morfogénesis obtenidas se pueden observar en la Figura 2 donde a partir de un explante se puede obtener un callo, un vástago o una planta completa.

En la Figura 3 se puede observar el número de brotes, número de raíces, número de hojas obtenidas en *S. sessiliflorum*, en los cuales los números de brotes superaron los 3, las raíces fueron mayores a 9 y se encontraron entre 5 y 6 hojas cuando se evaluó esta variable.

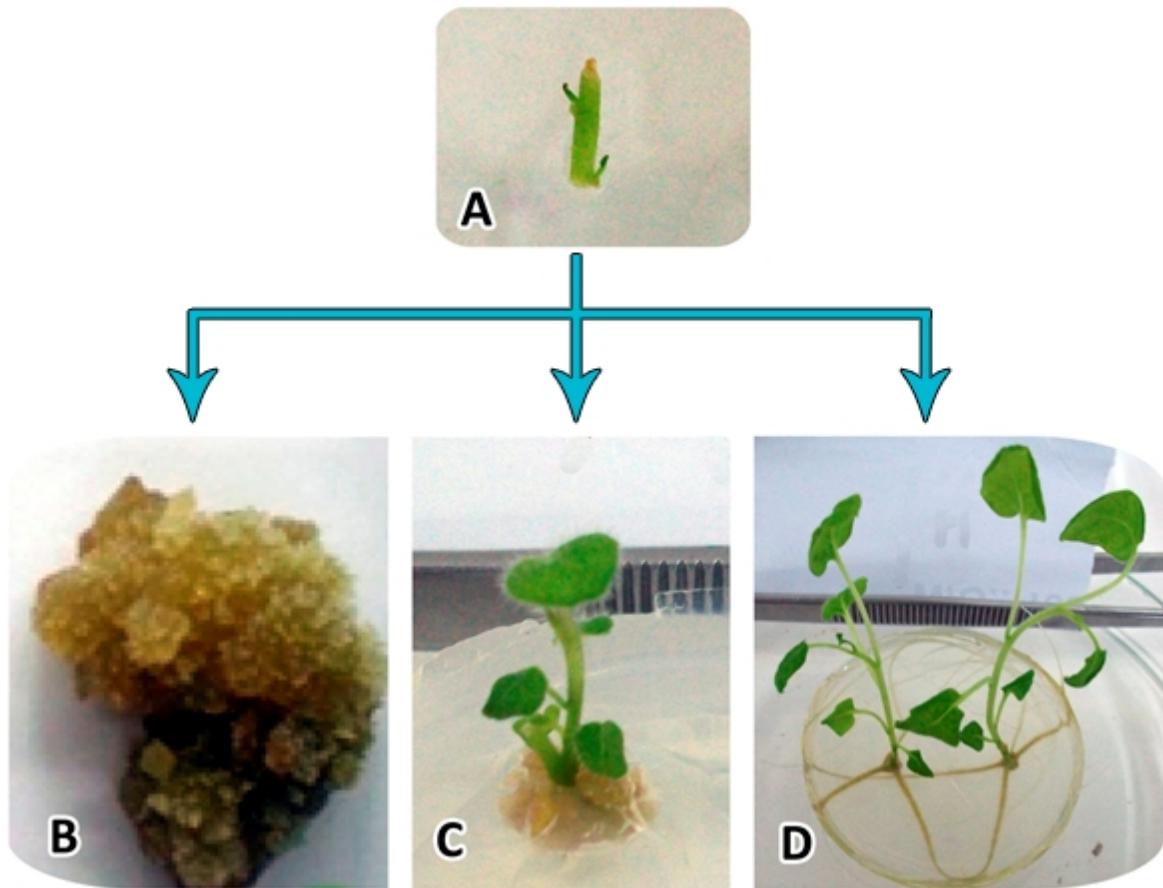


Figura 2. Explante utilizado para micropropagación y tipos de morfogénesis obtenidas; A) explantes tipo nudo; B) callo; C) vástago; D) planta





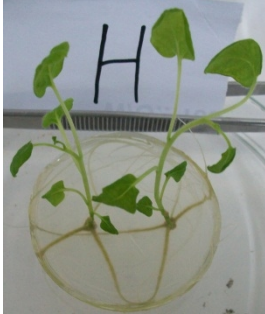

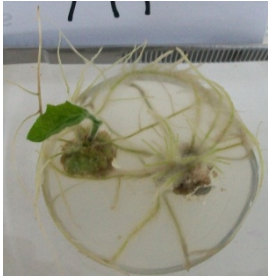


características	Número		
Brotos	 1	 2	 > 3
Raíces	 1 - 3	 4 - 6	 > 9
Hojas	 1 - 2	 3 - 4	 5 - 6

Figura 3. Número de brotes, raíces y hojas obtenidas en *S. sessiliflorum* como respuesta a la evaluación de los medios A, AT, H y 1/2MS

3.2 EFECTO DE LOS PATRONES SOBRE *S. quitoense* var. *quitoense* y var. *septentrionale*, BAJO CONDICIONES DE LA ZONA PRODUCTORA DE NARIÑO

La Tabla 3 muestra los resultados del análisis de correlación de Pearson para las variables COMP, DAFL, NFP, PF, AC, SST y RTO observándose relaciones directas para la mayoría de las mismas. Para la variable COMP hubo una correlación positiva y altamente significativa con respecto a las variables DAFL, PF, AC y SST, lo cual indica que al haber mayor COMP determina que exista un mayor valor de las variables evaluadas con un coeficiente de correlación (r) superior a 0,80, esta condición puede aprovecharse para identificar plantas con mayor DAFL, PF, AC y SST basándose en la variable COMP y seleccionar las plantas con fines de propagación vegetativa para la obtención de variedades para una arquitectura favorable.

La variable COMP para NFP y RTO presentó una relación menor a 0,80 ($r_{\text{COMP-NFP}} = 0,51$ y $r_{\text{COMP-RTO}} = 0,64$) que aunque tienen una correlación significativa estadística entre ellas es la más alejada a la unidad por lo cual no representa estadísticamente una relación adecuada entre estas variables.

El análisis de correlación de Pearson para las variables DAFL, NFP, PF y RTO muestra que estas variables tienen una relación positiva con una alta significancia estadística, sin embargo DAFL es la única variable con una correlación superior a 0,80 con la variable PF ($r_{\text{DAFL-PF}} = 0,90$), mostrando que el número de días para encontrar en la planta estructuras reproductivas está estrechamente ligada al peso del fruto.

Según la tabla de correlación de Pearson la variable DAFL esta relaciona positivamente con la variable PF el cual es un componente que inciden directamente con el rendimiento, es por esta razón que la variable PF se encuentra relacionada positivamente y significativamente con la variable

rendimiento (RTO); se debe tener en cuenta que las flores se agrupan en una inflorescencia cimosa tipo drepanio, con un número aproximado de 5 a 10 y un porcentaje de fructificación del 16% (Angulo, 2008; Denis *et al.*, 1985; Franco *et al.*, 2002; Gómez *et al.*, 1999; Lobo *et al.*, 1983) favoreciendo el PF por ocupar las bayas más espacio por racimo.

La AC se relacionó directamente con el °Brix ($r_{AC-SST} = 0,97$), es decir, que al aumentar la acidez en el fruto, aumenta su estado fisiológico de maduración, el cual debe ser mayor.

Tabla 3. Resultado del análisis de correlación para las variables compatibilidad (COMP), días a floración (DAFL), número frutos por planta (NFP), peso de fruto (PF), ácido cítrico (AC), sólidos solubles totales (SST) y rendimiento (RTO).

Variables	COMP	DAFL	NFP	PF	AC	SST	RTO
COMP	1	0,86**	0,51**	0,88**	0,87**	0,88**	0,64**
DAFL		1	0,45**	0,9**	0,86**	0,86**	0,66**
NFP			1	0,56**	0,58**	0,6**	0,4**
PF				1	0,91**	0,91**	0,68**
AC					1	0,97**	0,69**
SST						1	0,7**
RTO							1

** = Correlación altamente significativa (99%)

3.2.1 ANDEVA combinado de *Solanum quitoense* var. *quitoense* y var. *septentrionale* injertadas sobre patrones de solanáceas silvestres

El ANDEVA combinado (Anexo B) indica diferencias significativas para las variables COMP, DAFL, NFP, PF, AC y SST para las fuentes de variación localidad (Loc) y tratamiento (Trat), en el mismo cuadro se observa diferencias significativas para la variable RTO entre localidades y tratamientos y la interacción Loc x Trat como fuentes de variación.

3.3 COMPATIBILIDAD (COMP)

En la Tabla 4 se muestran los promedios de acuerdo a la relación patrón/copa y se pudo concluir que todos los injertos evaluados indistintamente de su forma de propagación presentaron una incompatibilidad negativa ya que poseen una relación <1 y una incompatibilidad positiva >1 , sin embargo este resultado no se lo consideraría contraproducente ya que los promedios varían entre 1,04 para el injerto E-S-U y 0,75 para el injerto I-S-Mar, promedios que se acercan a la unidad indicando una compatibilidad adecuada.

Los tratamientos E-S-U, I-Q-S, E-S-H, I-S, E-Q, E-Q-S, I-Q-U, I-S-U, I-Q, E-S, E-S-S, E-S-Mar, I-Q-H, E-Q-H, I-S-H, E-Q-U y E-Q-Mar no presentan diferencias significativas entre sí a un nivel de probabilidad de $p < 0,05$, presentando una relación entre 1,04 con el injerto E-S-U y E-Q-Mar con 0,90, sin embargo los injertos que presentan una relación mayor a la unidad poseen diferencias estadísticas significativas con los injertos I-Q-Mar (0,87), I-S-S (0,83) y I-S-Mar (0,75), siendo los injertos que mayor incompatibilidad negativa presentaron entre todos los injertos evaluados (Figura 4).

Cabe anotar que los tratamientos que corresponden a los patrones *Solanum mammosum in-vitro* y *ex-vitro* (E-Q-Mam, E-S-Mam, I-Q-Mam e I-S-Mam), no superaron el proceso de injertación realizado de forma tradicional y la microinjertación *in-vivo*, sufriendo una mortalidad prematura en el invernadero y en campo (antes de la poda de formación) por lo que se tomaron valores de 0,00 en todas las variables evaluadas.

El no prendimiento de *S. quitoense* variedades *septentrionale* y *quitoense* sobre el patrón *S. mammosum*, se lo corrobora con el trabajo realizado por Arizala *et al.* (2010) donde el genotipo silvestres *S. mammosum* utilizado como portainjerto de *S. quitoense*, presentó el más bajo porcentaje de prendimiento (4%), observándose un ennegrecimiento progresivo de las yemas injertadas a partir de

la zona de unión o desde el extremo superior y la posterior necrosis de los tejidos como lo es definido por Hartmann y Kester (1975) y Salaya (1985) que describen que algunos síntomas que han sido relacionados con incompatibilidad son la declinación del crecimiento vegetativo y muerte de los tejidos periféricos del injerto, necrosis y uniones débiles (Agustín, 2004).

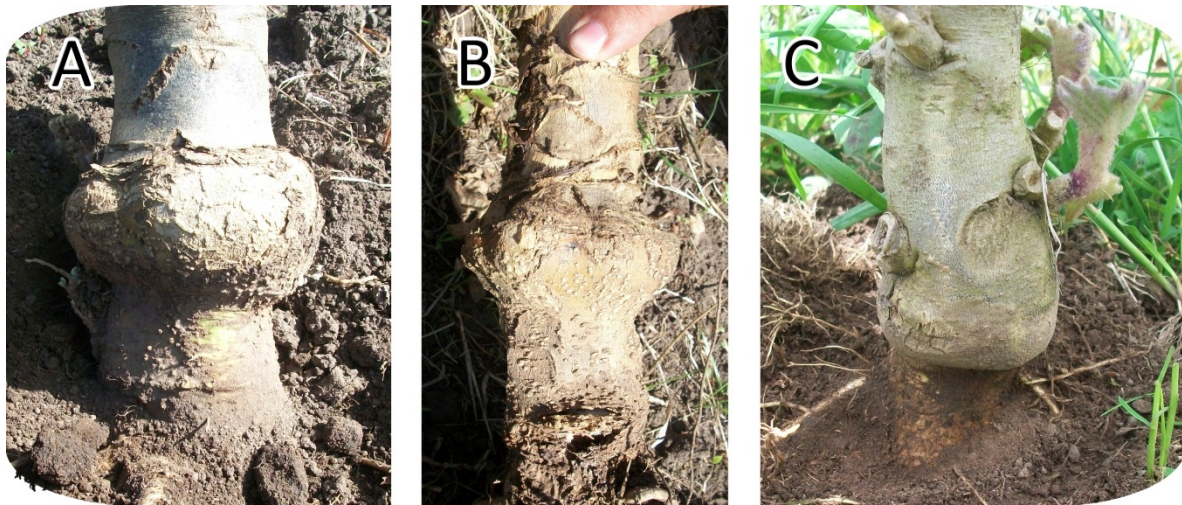


Figura 4. a) Compatibilidad (relación igual a 1); b) incompatibilidad positiva (relación > 1) y c) incompatibilidad negativa (relación < 1).

Los resultados de la Tabla 4, permite diferenciar tres grupos:

Grupo 1. A este grupo pertenecen los patrones con incompatibilidad negativa, entre ellos: I-Q-Mar, I-S-S, I-S-Mar, los cuales son los patrón que más se alejan a la unidad; Grupo 2. Patrón de incompatibilidad intermedia entre 0,95 y 0,90 conformados por los patrones E-S-S, E-S-Mar, I-Q-H, I-S-H, E-Q-H, E-Q-Mar y E-Q-U y Grupo 3. Conformado por los patrones compatibles, con valores cercanos a la unidad y están constituidos por E-S-U, E-S-H, I-Q-S, E-Q-S, I-Q-U, I-S-U.

Resultados similares se encontraron por parte de Arizala *et al.* (2010) donde *S. hirtum* y *S. marginatum* utilizado como patrón sobre *S. quitoense* obtuvieron

valores cercanos a la unidad (incompatibilidad intermedia y compatibilidad adecuada).

La COMP evaluada en los distintos ambientes se expresa en la Tabla 5, donde se aprecia que en Matituy, Villamoreno y Llano Largo no presentan diferencias significativas con una relación de 0,86, 0,85 y 0,84, respectivamente siendo las que presentan la menor incompatibilidad negativa, de otra parte La Pradera, Chapacual, La Unión y Tangua no se diferencian estadísticamente entre sí con 0,78, 0,73, 0,73 y 0,72 respectivamente.

3.4 DÍAS A FLORACIÓN (DAFL)

En la Tabla 4 se presentan los promedios de los tratamientos evaluados para DAFL, esto indica que el inicio a la fase reproductiva se encuentra alrededor de 132 días después de la siembra (dds), con la aparición de la primera flor completamente abierta en el 50% de los tratamientos evaluados.

Los promedios varían entre 132 y 88 dds para la variable DAFL siendo el más tardío el injerto E-S-Mar. El injerto *in-vivo* I-S-Mar registra el menor número de días en aparecer la flor completamente abierta. Los tratamientos E-S-Mar, I-S-U, E-S-H, I-S, I-Q-S, E-Q, E-Q-S, E-S-U, E-Q-H, I-Q-U, I-S-H, E-S, I-Q, E-Q-U, E-Q-Mar, I-Q-H, I-Q-Mar y E-S-S no presentaron diferencias estadísticas significativas entre sí, sin embargo el injerto *in-vivo* I-S-Mar se diferencia a nivel estadístico con el menor número de días con el resto de tratamientos evaluados.

Las localidades que presentan los mayores días para la formación de flores (DAFL) son Llano Largo, Chapacual y Villamoreno con promedios que se encuentran entre 124 y 119 dds, estas tres localidades no presentan diferencias significativas estadísticas entre sí con una probabilidad del 0,05. (Tabla 5).

Tabla 4. Resultado de la prueba de comparación medias (DMS) de las variables compailidad (COMP), días a floración (DAFL), número de frutos por planta (NFFP), peso de fruto (PF), acido cítrico (AC) y sólidos solubles totales (SST) de *Solanum quitoense* var. *quitoense* y var. *septentrionale* injertadas sobre patrones de solanáceas silvestres a través de los ambientes

COMP			DAFL			NFFP		
1,04	E-S-U	A	131,76	E-S-Mar	A	45,86	E-S	A
1,02	I-Q-S	A	130,10	I-S-U	A B	40,43	E-S-H	A B
1,02	E-S-H	A	129,95	E-S-H	A B	39,00	I-Q-H	A B
1,01	I-S	A B	129,29	I-S	A B	38,57	E-S-Mar	A B
1,00	E-Q	A B	125,57	I-Q-S	A B	37,52	E-S-U	A B
0,99	E-Q-S	A B	125,52	E-Q	A B	37,48	I-S-U	A B
0,98	I-Q-U	A B C	125,33	E-Q-S	A B	36,57	E-Q-Mar	A B C
0,98	I-S-U	A B C	124,48	E-S-U	A B	36,10	I-Q-Mar	A B C
0,97	I-Q	A B C	124,43	E-Q-H	A B	36,05	I-Q-S	A B C
0,96	E-S	A B C	124,00	I-Q-U	A B	35,10	E-Q	A B C
0,95	E-S-S	A B C	123,67	I-S-H	A B	34,67	I-S-H	B C D
0,94	E-S-Mar	A B C	121,52	E-S	A B	34,29	E-Q-H	B C D E
0,94	I-Q-H	A B C	121,19	I-Q	A B	33,57	I-Q	B C D E
0,93	E-Q-H	A B C	119,86	E-Q-U	A B	32,86	I-S	B C D E
0,93	I-S-H	A B C	118,67	E-Q-Mar	A B	32,71	E-Q-S	B C D E
0,90	E-Q-U	A B C D	118,48	I-Q-H	A B	31,52	I-Q-U	B C D E
0,90	E-Q-Mar	A B C D	117,86	I-Q-Mar	A B	30,67	I-S-S	B C D E
0,87	I-Q-Mar	B C D	116,52	E-S-S	A B	26,52	E-S-S	C D E
0,83	I-S-S	C D	113,19	I-S-S	B	24,05	I-S-Mar	D E
0,75	I-S-Mar	D	88,33	I-S-Mar	C	23,76	E-Q-U	E
0,00	E-S-Mam	E	0,00	E-S-Mam	D	0,00	E-S-Mam	F
0,00	E-Q-Mam	E	0,00	E-Q-Mam	D	0,00	E-Q-Mam	F
0,00	I-S-Mam	E	0,00	I-S-Mam	D	0,00	I-S-Mam	F
0,00	I-Q-Mam	E	0,00	I-Q-Mam	D	0,00	I-Q-Mam	F
Media	0,79		Media	101,24		Media	28,64	
DMS	0,15		DMS	17,51		DMS	10,89	

PF			AC			SST		
94,67	E-S-H	A	3,33	I-S	A	7,77	I-S	A
92,88	E-Q-H	A B	3,32	E-Q	A	7,65	E-S-H	A B
91,46	I-Q-S	A B	3,32	E-S-Mar	A	7,60	E-S-Mar	A B C
90,03	E-S-Mar	A B C	3,30	E-S	A	7,42	E-Q	A B C
89,68	I-S	A B C	3,28	E-S-H	A	7,37	E-S-U	A B C D
86,83	E-S-U	A B C	3,26	E-S-U	A B	7,33	I-Q	A B C D
86,66	E-S	A B C	3,17	I-Q	A B C	7,22	I-Q-U	A B C D
85,80	E-Q	A B C	3,14	E-Q-H	A B C	7,17	I-S-S	A B C D
85,40	I-S-U	A B C	3,11	I-S-S	A B C	7,15	E-S	A B C D
84,61	I-Q	A B C	3,11	I-S-H	A B C	7,06	I-Q-H	A B C D
84,37	E-Q-S	A B C	3,09	I-Q-U	A B C	7,05	E-Q-H	A B C D
83,62	I-Q-U	A B C	3,03	E-S-S	A B C	6,93	I-S-H	A B C D
83,17	E-S-S	A B C	3,02	E-Q-S	A B C	6,92	E-S-S	A B C D
82,81	I-Q-H	A B C	2,96	I-Q-H	A B C	6,80	E-Q-S	A B C D
82,57	I-Q-Mar	A B C	2,89	E-Q-Mar	A B C	6,73	I-S-U	A B C D
81,36	I-S-H	B C	2,89	I-S-U	A B C	6,70	E-Q-Mar	B C D
81,23	I-S-S	B C D	2,87	I-Q-Mar	A B C	6,60	I-Q-S	B C D
80,35	E-Q-Mar	B C D	2,80	I-Q-S	B C	6,58	I-Q-Mar	C D
78,15	E-Q-U	C D	2,79	E-Q-U	C	6,35	E-Q-U	D
68,05	I-S-Mar	D	2,17	I-S-Mar	D	5,01	I-S-Mar	E
0,00	E-S-Mam	E	0,00	E-S-Mam	E	0,00	E-S-Mam	F
0,00	E-Q-Mam	E	0,00	E-Q-Mam	E	0,00	E-Q-Mam	F
0,00	I-S-Mam	E	0,00	I-S-Mam	E	0,00	I-S-Mam	F
0,00	I-Q-Mam	E	0,00	I-Q-Mam	E	0,00	I-Q-Mam	F
Media	70,57		Media	2,54		Media	5,81	
DMS	13,24		DMS	0,46		DMS	1,06	

Comparador DMS 5%; promedios con la misma letra no son significativamente diferentes

Tabla 5. Resultado de la prueba de comparación medias DMS de las variables compailidad (COMP), días a floración (DAFL), número de frutos por planta (NFFP), peso de fruto (PF), acido cítrico (AC) y sólidos solubles totales (SST) de *Solanum quitoense* var. *quitoense* y var. *septentrionale* injertadas sobre patrones de solanáceas silvestres

PP/PC			DAFL			NFFP		
0,86	Matituy	A	124,10	Llano Largo	A	44,42	La Unión	A
0,85	Villamoreno	A B	122,61	Chapacual	A	42,85	Villamoreno	A
0,84	Llano Largo	A B	118,86	Villamoreno	A	32,32	Matituy	B
0,78	La Pradera	B C	105,81	La Pradera	B	30,00	Tangua	B
0,73	Chapacual	C	87,07	Tangua	C	22,76	Chapacual	C
0,73	La Unión	C	79,54	Matituy	C D	18,14	Llano Largo	C
0,72	Tangua	C	70,68	La Unión	D	9,97	La Pradera	D
Media	0,79		Media	101,24		Media	28,64	
DMS	0,08		DMS	9,46		DMS	5,88	

PF			AC			SST		
76,99	Llano Largo	A	2,98	Llano Largo	A	6,74	Llano Largo	A
75,81	Villamoreno	A	2,83	Villamoreno	A B	6,63	Villamoreno	A
71,66	Chapacual	A B	2,71	Matituy	B	5,75	La Unión	B
71,05	Matituy	A B	2,46	Tangua	C	5,71	Matituy	B
70,11	La Pradera	A B C	2,30	La Unión	C D	5,43	Tangua	B C
64,95	Tangua	B C	2,29	Chapacual	C D	5,38	Chapacual	B C
63,43	La Unión	C	2,17	La Pradera	D	5,01	La Pradera	C
Media	70,57		Media	2,54		Media	5,81	
DMS	7,15		DMS	0,25		DMS	0,57	

Comparador DMS 5%; promedios con la misma letra no son significativamente diferentes

De acuerdo a lo informado por Hernández y Martínez (1993) el inicio de la fase reproductiva ocurrió a los 98 días después de la siembra, con la aparición del primer cojín reproductivo en la planta, esto concuerda con los datos obtenidos donde la aparición de la flor fue a los 133 dds, después de aproximadamente 30 días de formarse en primer cojín floral.

Se debe tener en cuenta que para la medición de esta variable, según lo mencionado por Medina *et al.*, (2004) indica que la medida en tiempo de las etapas ontogénicas deben ser referidas con el ambiente, el genotipo y las interacciones entre estos factores, por lo que es recomendable reportar éstas con

base en variables fenológicas como unidades de calor, precipitación e irradiación acumuladas. Cada una de estas etapas puede variar en tiempo, según las condiciones ambientales, especialmente por la temperatura. (Franco *et al.*, 2002; Lobo *et al.*, 1983).

3.5 NÚMERO DE FRUTOS FORMADOS POR PLANTA (NFP)

El efecto de los patrones sobre el NFP (Anexo B) y la prueba de comparación DMS (Tabla 4) muestra las diferencias estadísticas significativas entre tratamientos; la prueba de comparación de medias muestra que el número de frutos formados en el momento de la primera cosecha varían entre 46 y 24 frutos entre el testigo E-S y el injerto E-Q-U respectivamente presentando una media general 29 frutos.

Los tratamientos E-S, E-S-H, I-Q-H, E-S-Mar, E-S-U, I-S-U, E-Q-Mar, I-Q-Mar, I-Q-S y E-Q no presentan diferencias significativas entre sí con promedios comprendidos entre los 46 (E-S) y 35 (E-Q) frutos presentes en la planta y los menores promedios los presentan E-Q-H, I-Q, I-S, E-Q-S, I-Q-U, I-S-S, E-S-S, I-S-Mar y E-Q-U, los cuales presentan el menor número de frutos con promedios que varían entre 35 y 24 por planta.

La Unión y Villamoreno son las localidades donde se presentan el mayor NFP con 45 y 43 frutos en su orden, sin diferenciarse estadísticamente entre ellos, de igual manera Matituy con 32 frutos y Tangua con 30 frutos no se diferencian entre sí a nivel estadístico; a su vez, con 23 y 18 frutos Chapacual y Llano Largo no presentan diferencias entre sí. El menor promedio lo presenta La Pradera con 10 frutos por planta diferenciándose significativamente a nivel estadístico con el resto de las localidades en evaluación (Tabla 5).

El número de frutos por planta es un parámetro que está relacionado con la producción total, de forma que un mayor número de frutos por planta con la misma

producción por unidad de superficie indica que los frutos son más pequeños. Tanto el número de frutos por planta como la producción total se ven afectadas por la densidad de plantación, así como por la actividad de los insectos plaga, las condiciones climáticas y otros factores relacionados directamente con la fructificación.

En el cultivo de lulo además de los factores mencionados se debe tener en cuenta el porcentaje de fructificación de las flores las cuales se agrupan en una inflorescencia cima tipo drepanio, con un número aproximado de 5 a 10 con un porcentaje de producción de frutos del 16% (Angulo, 2008; Denis *et al.*, 1985; Franco *et al.*, 2002; Gómez *et al.*, 1999; Lobo *et al.*, 1983).

3.6 PESO DE FRUTO (PF)

El peso del fruto de los tratamientos evaluados varía entre 94,67 y 68,05 g, con un promedio general que se encuentra en el orden de los 70,57 g para los tratamientos E-S-H e I-S-Mar respectivamente. Para los tratamientos E-S-H, E-Q-H, I-Q-S, E-S-Mar, I-S, E-S-U, E-S, E-Q, I-S-U, I-Q, E-Q-S, I-Q-U, E-S-S, I-Q-H y I-Q-Mar no muestran diferencias significativas a nivel estadístico entre sí con promedios que varían entre 94,67 (E-S-H) y 82,57 (I-Q-Mar) g. El injerto I-S-Mar (68,05 g), que representa el menor peso, no mostro diferencias a nivel estadístico con los tratamientos I-S-S, E-Q-Mar y E-Q-U, siendo en conjunto los promedios más bajos cuando se evaluó la variable peso de fruto.

En cuanto a las localidades el PF en Llano Largo, Villamoreno, Chapacual, Matituy y La Pradera con pesos que varían entre 76,99 y 70,11 gramos son las localidades que presentan el mayor peso en cuanto a esta variable, en las localidades de Tangua y La Unión son las que presentan los menores promedios con 64,95 y 63,43 g respectivamente (Tabla 5).

3.7 SÓLIDOS SOLUBLES TOTALES (SST)

En cuanto a los sólidos solubles totales o °Brix, que expresa el grado de dulzura o azúcares que tiene el fruto del lulo. Como se puede observar en la Tabla 4 la variable SST tiene una media general de 5,81 °Brix con promedios que varían entre el testigo I-S con 7,77 y 5,01 °Brix para el injerto E-Q-U. De acuerdo a la comparación de medias (DMS) no muestran diferencias significativas a nivel estadístico entre los tratamientos I-S, E-S-H, E-S-Mar, E-Q, E-S-U, I-Q, I-Q-U, I-S-S, E-S, I-Q-H, E-Q-H, I-S-H, E-S-S, E-Q-S y I-S-U cuyos promedios están comprendidos entre 7,77 y 6,73 °Brix, por el contrario el injerto *in-vivo* I-S-Mar con el promedio más bajo (5,01 °Brix) se diferencia significativamente a nivel estadístico con el resto de los tratamientos evaluados.

La localidad de Llano Largo y Villamoreno que corresponden al municipio de Buesaco son los que presentan el mayor promedio de SST con 6,74 y 6,63 °Brix sin diferencias significativas entre sí, Tangua, Chapacual y La Pradera con los menores promedios no se diferencian entre si estadísticamente con promedios de 5,43, 5,38 y 5,01 °Brix y las localidades de La Unión y Matituy con 5,75 y 5,71 °Brix sin diferencias entre sí a nivel estadístico pero si se presentan estas diferencias entre Llano Largo, Villamoreno y La Pradera (Tabla 5).

Se debe tener en cuenta que los °Brix son afectados por factores como 'variedad botánica' y 'grado de madurez' (Casierra-Posada, *et al.*, 2004). Los mismos autores encontraron que para el caso de la variedad *quitoense* no hubo diferencias en el contenido de sólidos solubles totales de los frutos que se encontraban en el estado de madurez de consumo (grado de maduración cinco) y los que habían sido cosechados en los estados de maduración uno a cuatro. Incluso no hubo ningún efecto de las condiciones de almacenamiento sobre esta variable en esta variedad. Por el contrario, la variedad *septentrionale* mostró diferencias en cuanto al contenido de sólidos solubles, a pesar de lo cual, no hubo diferencias del

contenido de sólidos solubles en los frutos cosechados en el último grado de maduración y el grado de madurez tomado como control (estado cinco).

Similares resultados se presentaron con los tratamientos evaluados donde tanto los tratamientos testigos como los injertos que tienen por copa a *S. quitoense* var. *septentrionale*, no mostraron diferencias significativas entre sí, con la salvedad de encontrar estas diferencias en los injertos E-S-Mar, I-S-S, E-S-S e I-S-U; para los tratamientos que tienen por copa a *S. quitoense* var. *quitoense* donde el testigo E-Q no se diferencia estadísticamente de los tratamientos que presentan dicha copa, sin embargo solo posee diferencias estadísticas solo con el injerto *in-vivo* I-Q-S (Figura 5).

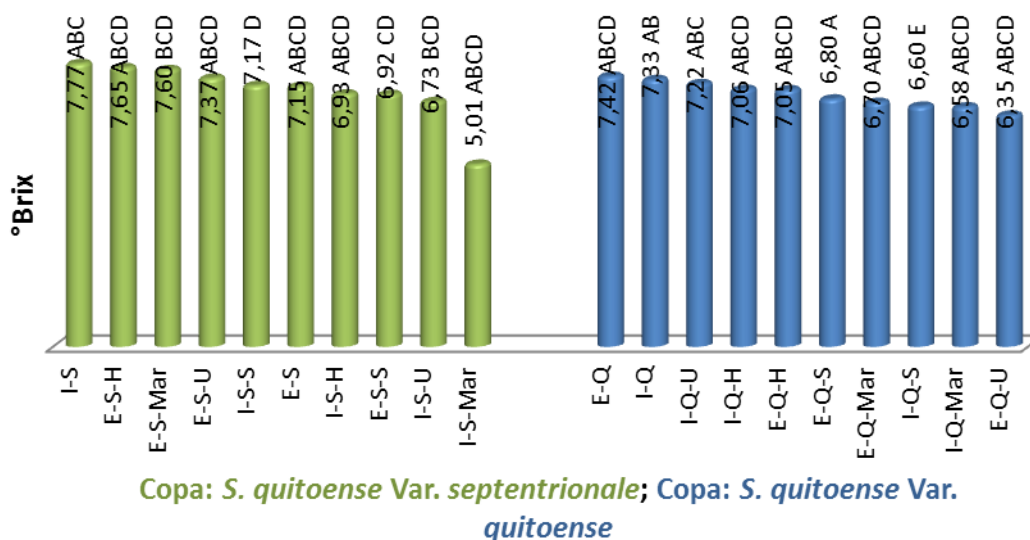


Figura 5. Sólidos solubles totales en frutos de lulo (*Solanum quitoense* Lam. var. *septentrionale* y *quitoense*) cosechados en el grado de madurez tres

Con respecto a esta variable se ha encontrado que, en el lulo, los sólidos solubles totales se incrementan durante el periodo de maduración, variando de 7,8 a 9,3 entre el primer y el séptimo día después de la cosecha (Galvis y Herrera, 1999) además, según los mismos autores, los valores para esta variable se incrementan

también en proporción directa con el grado de maduración en el cual fueron cosechados los frutos.

3.8 ÁCIDO CÍTRICO (AC)

El contenido máximo de AC, independientemente del estado de madurez, es de 3,23%, según la NTC 5093. En el caso de la comparación de medias DMS (Tabla 4) se observa que la media general se encuentra entre los 2,54% con promedios que varían entre 3,33 y 2,17% con el testigo I-S y el injerto *in-vivo* I-S-Mar. Los tratamientos que no poseen diferencias estadística significativa entre si son I-S, E-Q, E-S-Mar, E-S, E-S-H, E-S-U, I-Q, E-Q-H, I-S-S, I-S-H, I-Q-U, E-S-S, E-Q-S I-Q-H, E-Q-Mar, I-S-U, I-Q-S, I-Q-Mar, I-Q-S, E-Q-U e I-S-Mar con promedios que varían entre 3,33 y 2,17%, sin embargo los cinco primeros tratamientos que corresponde a I-S, E-Q, E-S-Mar, E-S y E-S-H con los mayores promedios se diferencian a nivel estadístico significativamente con I-Q-S (2,80%), E-Q-U (2,79) e I-S-Mar (2,17%) diferenciados con los demás tratamientos evaluados.

La localidad de Llano Largo con 2,98% y Villamoreno con 2,83%, no tienen diferencias significativas entre sí, presentando los mayores porcentajes de ácido cítrico; caso contrario lo presentan las localidades de La Unión, Chapacual y La Pradera con 2,30 2,29 y 2,17 %, presentando los más bajos promedios (Tabla 5).

En el porcentaje de ácidos orgánicos expresados como ácido cítrico (Figura 6) no se observó una tendencia clara en cuanto al porcentaje de ácido cítrico entre patrones de la misma especie, a pesar de lo cual se notó que, en la variedad *septentrionale*, la mayoría de los tratamientos evaluados no mostraron diferencias significativas con el tratamientos testigo; caso similar se presentan en los frutos de la variedad *quitoense*, el porcentaje de ácido cítrico de los tratamientos no supera a la del testigo como tratamiento. Con respecto a las diferencias que presentan los materiales de lulo en cuanto a la concentración de ácidos en los frutos, Pinzón (2000) encontró diferencias en la concentración de ácidos en clones de lulo La

Selva comparados con el lulo de Castilla; también reporta que el ácido cítrico es el más abundante en los materiales de lulo evaluados, con concentraciones alrededor de 13% en jugo de frutos con 75% de maduración. Además, en el mismo grado de maduración, los ácidos cítrico, málico y oxálico alcanzan su mayor concentración en los frutos. La misma autora encontró que durante la poscosecha, en los clones de lulo La Selva y de Castilla evaluados, la concentración total de ácidos orgánicos se incrementa del cuarto al sexto día de almacenamiento a 7° C y luego decrece drásticamente a partir del sexto día.

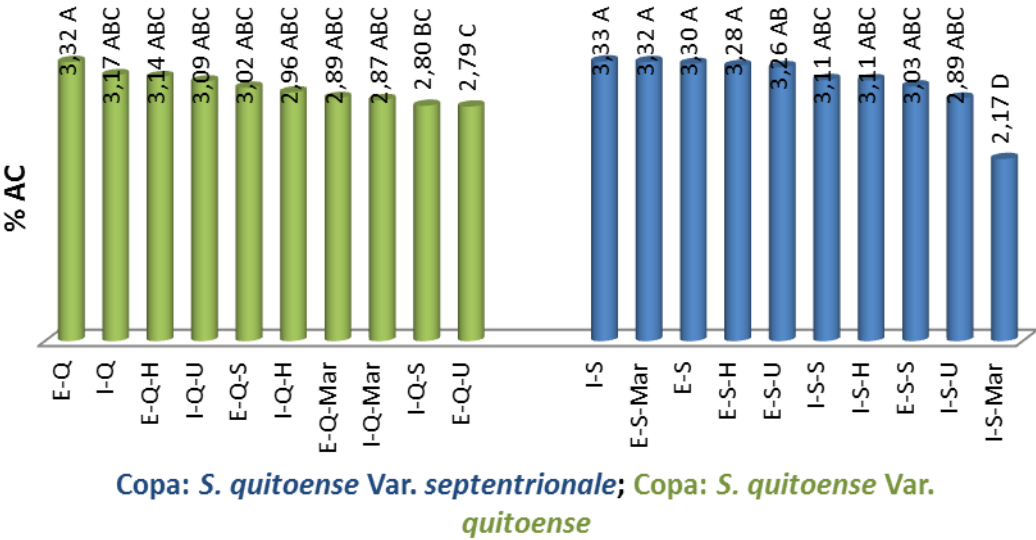


Figura 6. Acidez titulable expresada como ácido cítrico en frutos de lulo (*Solanum quitoense* Lam. var. *septentrionale* y *quitoense*) cosechados en el grado de madurez tres

3.9 RENDIMIENTO (RTO)

En el Anexo B se registra la interacción entre localidades y tratamientos (Loc x Trat) indicando un efecto del ambiente sobre la variable rendimiento. En el ANDEVA del rendimiento individual para cada una de las localidades (Anexo C) hay diferencias significativas entre la fuente de variación tratamientos (TRAT) en

las localidades de Chapacual, La Pradera, La Unión, Llano Largo, Matituy, Tangua y Villamoreno.

En la Tabla 6 se indica el rendimiento de los tratamientos en diferentes ambientes, el cual estuvo comprendido entre 10,85 (I-S-H) y 2,98 (I-S-U) $t.ha^{-1} año^{-1}$ en la localidad de Chapacual, donde los mejores tratamientos fueron I-S-H, E-Q-H, I-Q, E-S-H, E-S, I-Q-S, E-Q-S, E-Q-Mar, I-Q-H, E-Q, E-S-Mar, E-Q-U e I-S-S con una producción que varía entre 10,85 y 6,31 $t.ha^{-1} año^{-1}$, los menores promedios los presentan los tratamientos I-S, I-S-Mar e I-S-U con 4,27, 3.63 y 2.98 $t.ha^{-1} año^{-1}$ respectivamente.

La localidad de La Pradera presenta los mayores rendimientos en promedio con los tratamientos E-S-H, I-Q-H, E-S, I-S-Mar, I-S-H, I-S, I-Q y E-S-S con promedios que varían entre 8,32 y 5,24 $t.ha^{-1} año^{-1}$, caso contrario sucede con el resto de tratamientos en evaluación los cuales no difieren entre sí a nivel estadístico y poseen los menores promedios con variaciones de producción entre 5,01 y 2,16 $t.ha^{-1} año^{-1}$ entre los injertos E-Q-Mar e I-S-U.

La Unión presenta a los tratamientos E-S, I-Q, E-Q, E-S-H, I-S-H, I-S, I-Q-H con los mayores tratamientos con valores que van de 9,51 y 6,67 $t.ha^{-1} año^{-1}$ y los menores rendimientos en esta localidad los presentan los injertos I-S-Mar y E-Q-U con 2,18 y 1,84 $t.ha^{-1} año^{-1}$ respectivamente.

E-S-Mar, I-Q-Mar, E-Q-H, I-S-H, E-Q, E-S, E-S-H, I-Q-H, E-S-U, I-Q y E-S-S presentan los mayores promedios en la localidad de Llano Largo con producciones que varían entre 13,88 y 9,11 $t.ha^{-1} año^{-1}$ y los tratamientos E-Q-S e I-S-U con 4,31 y 4,23 $t.ha^{-1} año^{-1}$ respectivamente son los que poseen el menor promedio en la localidad evaluada.

En la localidad de Matituy se presenta los mayores promedios con los tratamientos I-Q-H (8,88 $t.ha^{-1} año^{-1}$), E-S (7,80 $t.ha^{-1} año^{-1}$), E-Q-H (7,69 $t.ha^{-1} año^{-1}$), I-S-H

(7,11 t.ha⁻¹ año⁻¹) y E-S-H (6,91 t.ha⁻¹ año⁻¹) y los tratamientos E-Q-U, E-S-U y E-S-S con 2,42, 2,33 y 2,33 t.ha⁻¹ año⁻¹ respectivamente presentan los menores promedios en esta localidad.

En la localidad de Tangua los tratamientos que presentaron los mayores promedios fueron I-Q-H, E-Q-H, E-S, E-S-H y I-S-H con 9,43, 8,25, 7,87, 7,47 y 6,50 t.ha⁻¹ año⁻¹ sin presentar diferencias significativas entre ellos, sin embargo estas diferencias se encuentran con los tratamientos E-S-U, E-S-S e I-Q-S con 2,89, 2,88 y 0,51 t.ha⁻¹ año⁻¹ respectivamente presentando los menores promedios sin tener diferencias significativas entre ellos.

Villamoreno presenta a los tratamientos E-Q-H, I-Q-H e I-S-H con los mayores promedios con 12,36, 11,16 y 9,94 t.ha⁻¹ año⁻¹ y con el menor promedio se encuentran al injerto I-Q-Mar con 2,24 t.ha⁻¹ año⁻¹.

Según los promedios generales reportados en la Tabla 6 se puede concluir que los ambientes que superan la media general del departamento de Nariño según Agronet 2009 de 5,1 t.ha⁻¹ año⁻¹ son Llano Largo y Chapacual con 7,54 y 5,68 t.ha⁻¹ año⁻¹ respectivamente, caso contrario sucede con las localidades de Villamoreno, La Unión, Matituy, Tangua y La Pradera que no superaron el promedio general del departamento con 4,83, 4,53, 3,97, 3,91 y 3,82 t.ha⁻¹ año⁻¹ respectivamente.

Tabla 6. Comparación de promedios (DMS) para la variable rendimiento de *Solanum quitoense* var. *quitoense* y var. *septentrionale* injertadas sobre patrones de solanáceas silvestres en los municipios de Chapacual, La Pradera, La Unión, Llano Largo, Matituy, Tangua y Villamoreno

Chapacual			La Pradera			La Unión			Llano Largo			Matituy			Tangua			Villamoreno		
10,85	I-S-H	A	8,32	E-S-H	A	9,51	E-S	A	13,88	E-S-Mar	A	8,88	I-Q-H	A	9,43	I-Q-H	A	12,36	E-Q-H	A
10,26	E-Q-H	AB	7,09	I-Q-H	AB	8,66	I-Q	A	12,87	I-Q-Mar	AB	7,80	E-S	A	8,25	E-Q-H	AB	11,16	I-Q-H	AB
8,49	I-Q	ABC	6,65	E-S	ABC	7,88	E-Q	AB	12,45	E-Q-H	AB	7,69	E-Q-H	A	7,87	E-S	ABC	9,94	I-S-H	AB
8,42	E-S-H	ABC	6,50	I-S-Mar	ABCD	7,67	E-S-H	ABC	12,34	I-S-H	AB	7,11	I-S-H	AB	7,47	E-S-H	ABC	9,81	E-S-H	B
8,16	E-S	ABCD	5,42	I-S-H	ABCDE	7,60	I-S-H	ABC	11,84	E-Q	AB	6,91	E-S-H	ABC	6,50	I-S-H	ABCD	8,71	E-Q	BC
8,02	I-Q-S	ABCD	5,33	I-S	ABCDE	7,44	I-S	ABCD	11,56	E-S	ABC	6,68	I-Q-S	ABCD	5,69	I-S	BCDE	6,96	I-Q-S	CD
7,95	E-Q-S	ABCD	5,26	I-Q	ABCDE	6,67	I-Q-H	ABCD	11,23	E-S-H	ABCD	5,13	I-S	BCDE	5,05	E-Q-Mar	CDE	5,43	E-S	DE
7,42	E-Q-Mar	ABCDE	5,24	E-S-S	ABCDE	5,43	E-S-U	BCDE	10,17	I-Q-H	ABCDE	4,49	E-Q-Mar	CDEF	5,02	E-S-Mar	CDE	5,30	E-Q-S	DE
7,23	I-Q-H	ABCDE	5,01	E-Q-Mar	BCDEF	5,16	E-S-Mar	BCDEF	9,40	E-S-U	ABCDE	4,46	E-S-Mar	CDEF	4,18	E-Q	DE	4,95	I-S	DEF
7,11	E-Q	ABCDE	4,61	I-Q-S	BCDEF	5,06	I-S-S	BCDEF	9,25	I-Q	ABCDEF	4,37	E-Q-S	FGH	4,15	I-Q	DE	4,94	I-Q	DEF
6,92	E-S-Mar	ABCDE	4,35	E-Q-H	BCDEF	5,06	E-Q-H	BCDEF	9,11	E-S-S	ABCDEF	4,14	I-Q	EF	3,72	I-Q-Mar	DE	4,79	E-Q-Mar	DEF
6,60	E-Q-U	ABCDE	3,82	I-Q-Mar	CDEF	4,87	E-Q-Mar	BCDEFG	8,61	E-Q-Mar	BCDEF	3,79	I-S-Mar	EF	3,69	I-S-Mar	DE	4,09	I-S-S	EFG
6,31	I-S-S	ABCDE	3,77	I-S-S	CDEF	4,77	E-S-S	CDEFG	8,41	I-S-S	BCDEF	3,77	I-S-U	EF	3,68	I-Q-U	DE	3,94	E-S-S	EFG
5,82	I-Q-U	BCDE	3,52	E-Q	DEF	4,69	E-Q-S	CDEFG	6,74	I-S	CDEF	3,62	E-Q	EF	3,38	I-S-S	EF	3,88	E-S-Mar	EFG
5,55	E-S-U	BCDE	3,21	E-S-U	EF	4,44	I-Q-U	DEFG	6,51	I-Q-S	CDEF	3,16	I-Q-Mar	EF	3,26	I-S-U	EF	3,82	I-S-U	EFG
5,23	E-S-S	CDE	3,15	E-Q-U	EF	3,34	I-S-U	EFG	6,45	I-S-Mar	DEF	3,13	I-Q-U	EF	3,21	E-Q-S	EF	3,69	E-S-U	EFG
5,08	I-Q-Mar	CDE	2,99	I-Q-U	EFG	3,31	I-Q-Mar	EFG	6,40	I-Q-U	DEF	2,93	I-S-S	EF	2,98	E-Q-U	EF	3,68	I-Q-U	EFG
4,27	I-S	CDEF	2,76	E-S-Mar	EFG	3,18	I-Q-S	EFG	5,32	E-Q-U	EF	2,42	E-Q-U	FG	2,89	E-S-U	EFG	3,43	I-S-Mar	EFG
3,63	I-S-Mar	DEF	2,41	E-Q-S	EFG	2,18	I-S-Mar	FGH	4,31	E-Q-S	FG	2,33	E-S-U	FG	2,88	E-S-S	EFG	2,75	E-Q-U	FG
2,98	I-S-U	EF	2,16	I-S-U	FG	1,84	E-Q-U	GH	4,23	I-S-U	FG	2,33	E-S-S	FG	0,51	I-Q-S	FG	2,24	I-Q-Mar	GH
0,00	E-S-Mam	F	0,00	E-S-Mam	G	0,00	E-S-Mam	H	0,00	E-S-Mam	G	0,00	E-S-Mam	G	0,00	E-S-Mam	G	0,00	E-S-Mam	H
0,00	E-Q-Mam	F	0,00	E-Q-Mam	G	0,00	E-Q-Mam	H	0,00	E-Q-Mam	G	0,00	E-Q-Mam	G	0,00	E-Q-Mam	G	0,00	E-Q-Mam	H
0,00	I-S-Mam	F	0,00	I-S-Mam	G	0,00	I-S-Mam	H	0,00	I-S-Mam	G	0,00	I-S-Mam	G	0,00	I-S-Mam	G	0,00	I-S-Mam	H
0,00	I-Q-Mam	F	0,00	I-Q-Mam	G	0,00	I-Q-Mam	H	0,00	I-Q-Mam	G	0,00	I-Q-Mam	G	0,00	I-Q-Mam	G	0,00	I-Q-Mam	H
Media	5,68		Media	3,82		Media	4,53		Media	7,54		Media	3,97		Media	3,91		Media	4,83	
DMS	4,77		DMS	3,01		DMS	3,01		DMS	5,07		DMS	2,47		DMS	2,94		DMS	2,51	

Comparador DMS 5%; promedios con la misma letra no son significativamente diferentes

3.10 ANÁLISIS DE ESTABILIDAD AMMI PARA LA VARIABLE RENDIMIENTO (RTO)

En la Tabla 7 se presentan los resultados de la prueba de Gollob (Gollob, 1968) mediante la cual se determina la significancia de cada uno de los términos AMMI, se muestra los valores propios de la matriz de covarianzas que son la varianza de cada componente, el porcentaje de explicación y el porcentaje de explicación acumulado para cada componente principal en el análisis AMMI de la variable SST promedio de *Solanum quitoense* var. *quitoense* y var. *septentrionale* injertadas sobre patrones de solanáceas silvestres.

Tabla 7. Porcentaje de variación explicada y variación acumulada de los componentes principales para la variable rendimiento

CP	% de la varianza total	% acumulado
1	35,48	35,48
2	27,16	62,64
3	19,13	81,77
4	9,74	91,50
5	5,30	96,81
6	3,19	100,00

Mediante el Modelo AMMI aplicado a los valores de rendimiento promedio de los tratamientos se generó el biplot de la Figura 7 que muestra el efecto de la interacción genotipo x ambiente. El primer componente representó el 35,5 % de la varianza total y el segundo eje representó el 27.2%. En total, los dos primeros componentes explican el 62,7% de la variabilidad total.

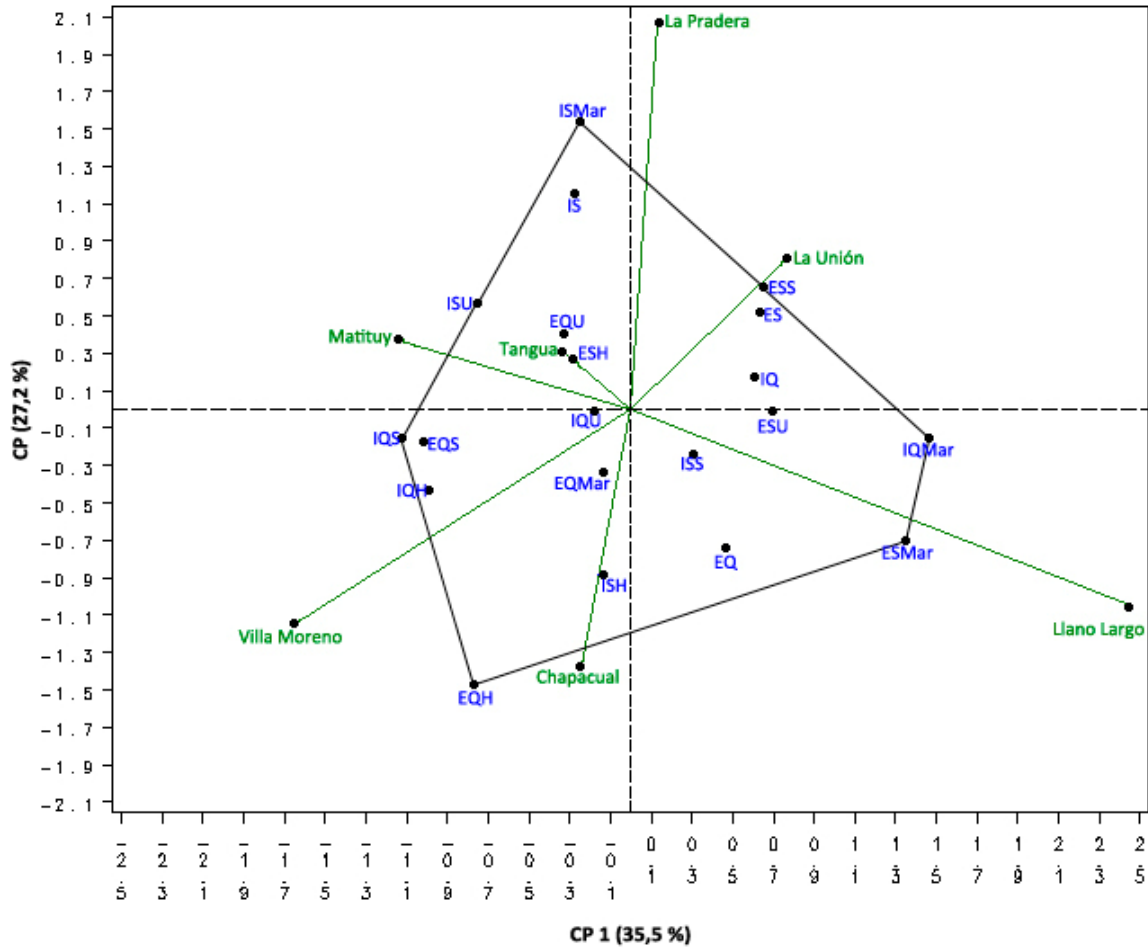


Figura 7. Biplot GGE para el rendimiento de 24 cultivares en siete ambientes evaluados

En la figura se observan líneas verdes, las cuales representan a los ambiente; en los vértices del polígono se ubican los genotipos con mayor interacción, por lo tanto, mayor adaptación específica a los ambientes más cercanos a las líneas de este color. Así, en el sector superior se ubican los ambientes en el que se encuentran las localidades de La Pradera y La Unión, donde se destacan los injertos *in-vivo* I-S-Mar para la localidad de La Pradera y el injerto *ex-vitro* E-S-S para la Unión; en el sector derecho el ambiente en el que se encuentra Llano Largo, con el injerto E-S-Mar como el más adaptado para el ambiente de este sector; en el sector izquierdo los ambientes en el que se encuentra a Matituy y

Villamoreno, donde el injerto *in-vivo* I-S-U es el tratamiento más adaptado para el ambiente de Matituy y los injertos I-Q-H y E-Q-H son los que se encuentran más adaptados para la localidad de Villamoreno. Así los tratamientos más estables son los que se encuentran más cercanos al origen, y al alejarse de éste su comportamiento es más variable.

Los injertos más estables fueron I-Q-U seguido de E-Q-Mar; en tanto que los injertos I-S-Mar, I-S-U, I-Q-S, I-Q-H, E-Q-H, E-S-Mar, I-Q-Mar y E-S-S presentaron los mayores efectos de interacción genotipo x ambiente.

Gallozzi y Duarte (2007) y Da Silva (1998) han reportado un comportamiento diferenciado de lulo en dependencia de la altura (msnm) del sitio donde se lleve a cabo la producción. Los autores señalan que el cultivo de lulo se desarrolla mejor, en lugares ubicados a mayores altitudes sobre el nivel del mar.

En la práctica, se persigue explotar la interacción G x A, es decir, determinar la adaptabilidad específica de los materiales genéticos a determinados ambientes.

En la Figura 8 se muestran los tratamientos y las localidades cuyos rendimientos promedio fue superior al valor de la media general (línea de referencia vertical). Se puede ver claramente cómo los tratamientos IS, IQS, EQMar, IQMar, ESU, ISS, EQS, ESS, IQU, ISMar, ISU y EQU presentaron valores menores que el promedio general ($5,7 \text{ t.ha}^{-1} \text{ año}^{-1}$), mientras que los tratamientos EQH, ISH, ESH, IQH, ES, EQ, IQ y ESMar presentaron valores promedio mayores que el promedio general. Asimismo, puede visualizarse directamente cuáles fueron las localidades en que se obtuvieron mejores rendimientos.

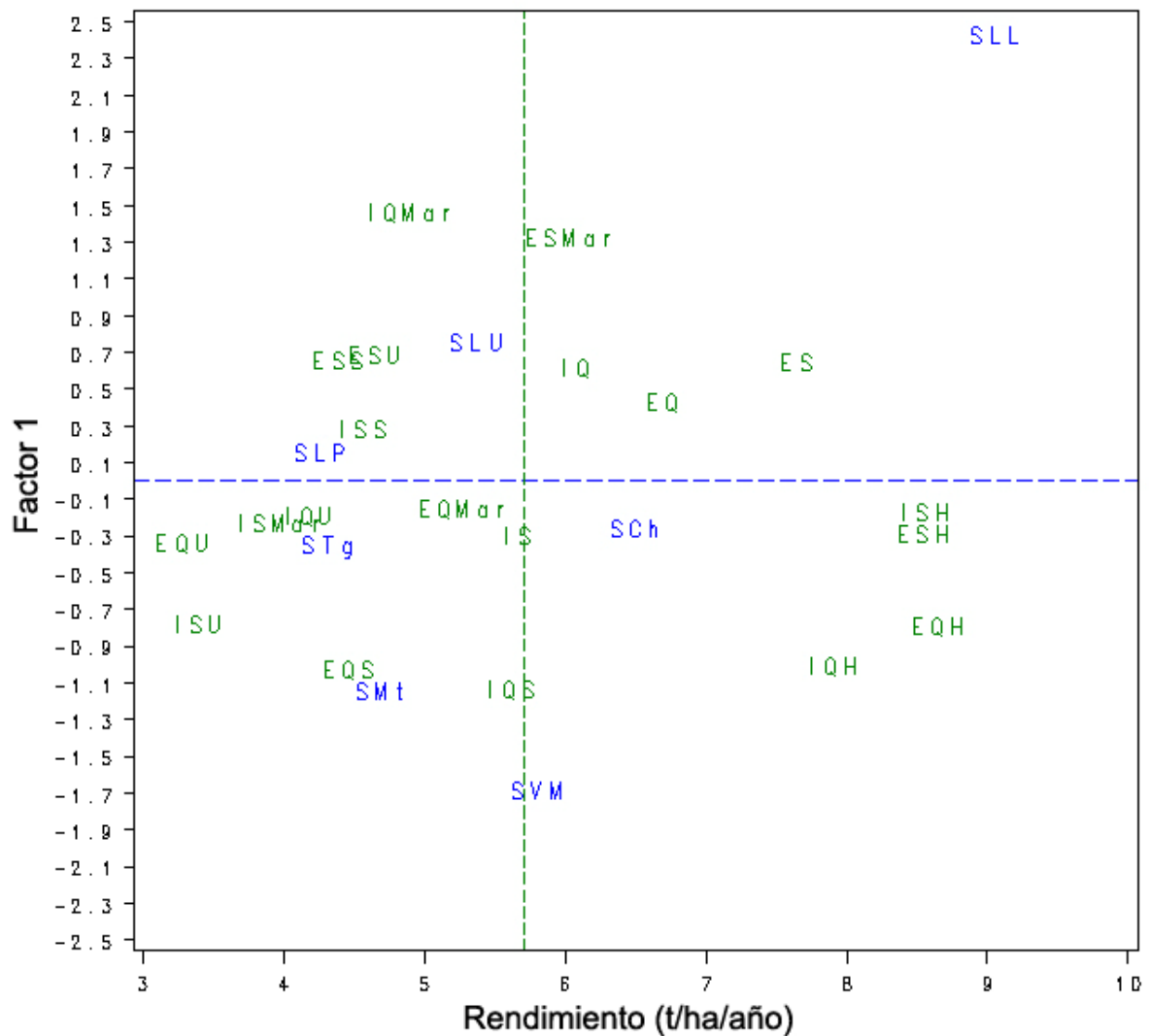
Mediante el Modelo AMMI aplicado a los valores de RTO promedio de los genotipos se generó la Tabla 8 la cual muestra los resultados de los RTO promedio y los Scores genotípicos y ambientales para los dos primeros términos AMMI (DIM1 y DIM2), así como los valores de las variables que sirven para

generar la Figura C del biplot (TYPE y NAME). En la tabla 8 el genotipo E-S-U que presentado el valor 0,70508 marcado con rojo se muestra como el tratamiento que influyen con mayor peso para el componente rendimiento en cada componente

Tabla 8. Resultados de los scores para la gráfica del biplot para rendimiento

TYPE	TRAT	RTO	CP1	CP2
GEN	EQH	8,6	-0,76725	-1,47791
GEN	ISH	8,6	-0,13772	-0,88376
GEN	ESH	8,5	-0,27567	0,27052
GEN	IQH	7,9	-0,98143	-0,43816
GEN	ES	7,7	0,63724	0,52314
GEN	EQ	6,7	0,46133	-0,74727
GEN	IQ	6,0	0,61032	0,17352
GEN	ESMar	6,0	1,35259	-0,69965
GEN	IS	5,6	-0,27598	1,15318
GEN	IQS	5,6	-1,11575	-0,14414
GEN	EQMar	5,3	-0,12846	-0,32885
GEN	IQMar	4,9	1,47166	-0,14176
GEN	ESU	4,6	0,70508	-0,0136
GEN	ISS	4,5	0,30104	-0,23513
GEN	EQS	4,5	-1,00991	-0,17074
GEN	ESS	4,4	0,65599	0,64738
GEN	IQU	4,2	-0,17528	-0,01234
GEN	ISMar	4,0	-0,25063	1,53741
GEN	ISU	3,4	-0,75674	0,57847
GEN	EQU	3,3	-0,32043	0,4097
TYPE	AMB	RTO	CP1	CP2
ENV	Llano Largo	9,1	2,45287	-1,04839
ENV	Chapacual	6,5	-0,23837	-1,36443
ENV	Villamoreno	5,8	-1,64635	-1,14047
ENV	La Unión	5,4	0,76148	0,80292
ENV	Matituy	4,7	-1,135	0,36898
ENV	Tangua	4,3	-0,32873	0,30947
ENV	La Pradera	4,3	0,13409	2,07193
Promedio general: 5,7 t.ha⁻¹ año⁻¹				

FIGURA 8. Biplot para el rendimiento empleando el promedio ajustado



3.11 ANÁLISIS ECONÓMICO

3.11.1 Análisis de costos de plantas producidas *in-vitro*

Al establecer una relación de costos de insumos en la fase de micropropagación se procede a llevar una contabilidad de costos partiendo de las inversiones iniciales las cuales están constituidas por el conjunto de aportaciones que se requieren hacer para adquirir los bienes y servicios necesarios para la

implementación de un proyecto. En este sistema de contabilidad hay dos costos básicos: variables y fijos (Backer, 1990).

El primer tipo **Costos Variables** son los que se causan durante el periodo de operación del proyecto. Estos costos a su vez se clasifican en costos de producción directos e indirectos (Billene, 1997).

Los **Costos Fijos** son el segundo tipo de costos utilizado en este sistema de contabilidad. Ellos permanecen inalterables dentro de cualquier periodo establecido para cualquier cantidad de producto, estos costos se clasifican en Capital fijo e inversiones fijas. El capital fijo o Activo fijo se constituye por los activos tangibles e intangibles, los primeros hacen referencia a los bienes fijos con los cuales cuenta la Universidad para la ejecución del proyecto, mientras que los activos intangibles son aquellos que no se pueden tocar pesar y medir (Gonzales, 2005). Los activos fijos que implica la ejecución del proyecto se especifican en la Tabla 9.

Tabla 9. Capital Fijo: Activos Tangibles y Activos intangibles

DESCRIPCIÓN	ESPECIFICACIÓN	CANTIDAD	COSTO UNITARIO	COSTO TOTAL
Unidad de micropropagación	Laboratorio de cultivo de tejidos.	1	1200000	1200000
Nevera	Mabe No Frost 278 Lts	1	2100000	2100000
Destilador	Water Destiller Wheaton 51	1	2230000	2230000
Potenciómetro	Electrodo de vidrio pH Metro 0-14 Methrom	1	510000	510000
Agitador magnético	Fischer porcelain-top stirring hotplates	1	998000	998000
Autoclave	Autoclave model 1925 X	1	838000	838000
Balanza Analítica	Electrónica Digital Ohaus Ara 520	1	2879000	2879000
Vidriería	Beaker 1000 ml	1	8841	8841
	Beaker 150 ml	1	3969	3969
	Erlenmeyer 1000 ml	1	14848	14848
	Erlenmeyer 2000 ml	1	28594	28594
	Pipetas 1 ml	1	7000	7000
	Pipetas 5ml	1	11604	11604
	Pipetas 10ml	1	10630	10630
	Probeta 1000 ml	1	45000	45000
	Probeta 250 ml	1	8000	8000

	Probeta 100 ml	1	15000	15000
	Tubos 18x150 mm	500	2450	1225000
			Subtotal	10243486
Patente	Inscripción ante cámara de comercio	1	1200000	1200000
			Subtotal	1200000
			Total	11443486

Las inversiones fijas se establecen a partir de las remodelaciones y adecuaciones de las instalaciones (Anandarup, 1996). Los costos fijos de los cuales hacen parte las inversiones fijas no se elevan o caen cuando los productos aumentan o disminuyen. En la Tabla 10 se detallan dichos costos y además se incluye la descripción de maquinarias, equipos, muebles y enseres utilizados en el proyecto.

Los costos de producción se causan en el proceso productivo y dependen del programa de producción. Se clasifican en costos directos y gastos generales de fabricación, estos últimos son considerados costos indirectos (Warren *et al.*, 1999) (Tabla 11).

Tabla 10. Inversiones fijas: Terrenos y obras fijas Maquinarias y equipos.

DESCRIPCIÓN	ESPECIFICACIÓN	CANTIDAD	COSTO UNITARIO	COSTO TOTAL
Adecuación de laboratorio	Instalación lámparas estantes, ventilación	1	1500000	1500000
			Subtotal	1500000
Estantería	Con 7 entrepaños	2	34000	68000
Lámparas	Lámparas de luz fría NI-50+Bombillo de 21V/150M	24	54600	1310400
Cámara de flujo laminar	Cabina de flujo laminar horizontal 1,2 M	1	7205625	7205625
Frasco lavador	Frasco 500 ml, Pico lateral LDP	2	7800	7800
Espátula pesa chica	Espátula 4,5 Inch	1	12000	12000
Espátula pesa grande	Espátula 4 Inch	1	18000	18000
Gradillas 18	Plastic Racks 18 mm	21	29000	29000
Sillas	Interlocutor ref. Thoner	2	19000	19000
Bisturí No 3	Mango para bisturí No 3	2	5100	10200
Bisturí No 4	Mango para bisturí No 4	2	5100	10200
Pinzas	Delicate Thumb Forceps, Cushing	6	12000	72000
Frascos	De vidrio	3333	200	666600
			Subtotal	10035625
			Total	11535625

Tabla 11. Costos de producción: Costos directos e indirectos

DESCRIPCIÓN	ESPECIFICACIÓN	CANTIDAD	COSTO UNITARIO	COSTO TOTAL
Nitrato de Amonio	NH4NO3 FCOx500g MERCK	1	182400	182400
Nitrato de potasio	KNO3 RPE x Kg CARLO-ERBA	1	185600	185600
Sulfato de Magnesio 7- Hidratado	MgSO4*7H2O RPE x Kg CARLO ERBA	1	299000	299000
Potasio Fosfato Monobásico	KH2PO4 RPE x Kg CARLO ERBA	1	134000	134000
Ácido Bórico	H3BO3 RPE x500 g SIGMA	1	81100	81100
Sulfato de Manganeso 7 Hidratado	MnSO4*7H2O x REP Kg CARLO ERBA	1	155500	155500
Sulfato de zinc 7 Hidratado	ZnSO4*7H2O x REP 500 g J.T BAKER	1	129000	129000
Molibdato de sodio 2 Hidratado	NaMoO4*2H2O x FCO 100g MERCK	1	99200	99200
Sulfato cúprico 5 Hidratado	CuSO4*5H2O RPE x 250g CARLO ERBA	1	148500	148500
Cloruro de Cobalto 5 Hidratado	CoCl2*5H2O RPE x 250 g PANREAC	1	82500	82500
Yoduro potasio	KI FCO x500 g SIGMA	1	165500	165500
Cloruro de calcio 2 Hidratado	CaCl2*2H2O REP x 500 g PANREAC	1	82500	82500
Ácido Etilendiamminotetracético	NaEDTA*2H2O FCO x Kg CARLO ERBA	1	179000	179000
Sulfato de hierro 7 Hidratado	FeSO4*7H2O FCO x Kg MERCK	1	215000	215000
Glycina	FCO x100 g SIGMA	1	45000	45000
Tiamina	FCO x 25 g SIGMA	1	81200	81200
Myo-inositol	FCO x 100 g SIGMA	1	115600	115600
Panteatonato de calcio	FCO x10 g MERCK	1	10620	10620
Pyridoxina hidrocloreto	FCO x 25 g SIGMA	1	176000	176000
Acido nicotínico	FCO x 100 g SIGMA	1	45800	45800
Azúcar	5 Kg en sobres de 5 g	1	5400	5400
Agar	Agar bacteriológico No FCO x 500	2	231000	262000
1-Acido Naphthalenacetico	ANA FCO x 25 g SIGMA	1	130000	130000
6-Benzylaminopurina	BAP FCO x 1 g SIGMA	1	120000	120000
Ácido giberelico	GA3 FCO x 500 mg SIGMA	1	140500	140500
Jabón hospitalario	x Galón	1	79600	79600
Jabón bactericida	x Galón	1	75600	75600
Solución tween 80	MERCK x L	1	392400	392400
Hidróxido de Sodio	NaOH 0.1 M RPE x L	1	41800	41800
Ácido clorhídrico	HCl 0.1 N x L	1	16200	16200
			Subtotal	4260920
Alcohol 90%	x galón industrial	1	14300	14300
Alcohol 70%	x galón osa	1	18200	18200
Gorro Para cabello		2	700	1400
Tapa oídos	Arsek	2	40050	80100
Goteros	Plásticos graduados Long 16 cm Caja x 500	1	59000	59000
Guantes	Caja	2	14250	28500
Marcador	Sharpi accent	2	2000	4000
Tapa bocas	Desechable x 50	1	12100	12100
Papel Filtro	Pliego de 45 x 45 cm	4	3700	14800
Papel Kraff	Rollo de 15"	1	45900	45900

Fosforera		1	1200	1200
Algodón	Tipo hospitalario rollo x 500 g	1	7700	7700
Parafilm	Papel cristaflex mediano rollo x 50 m	5	6200	31000
Aluminio	Papel aluminio rollo x 24 m	5	16900	84500
Límpido	Hipoclorito de Sodio L	1	22100	22100
Hojas de bisturí No 3	Dissecting knife blade No 3 caja	1	19450	19450
Hojas de bisturí No 4	Dissecting knife blade No 4 caja	1	19450	19450
Bolsas de basura	Pequeñas	100	290	29000
			Subtotal	492700
			Total	4753620

La Depreciación está muy relacionada a los costos fijos. A los componentes de costo fijo usados en el proceso productivo se les debe asignar un valor de depreciación. Este valor representa un porcentaje del costo original del componente durante su vida útil.

Dependiendo de la ley o del sistema utilizado. Existen diferentes métodos usados para estimar la depreciación. El más común es la depreciación en línea recta utilizado en este informe. El costo original del componente a ser depreciado se divide en partes iguales durante su vida útil. En la Tabla 12 se especifica el valor de depreciación de los activos fijos.

**Tabla 12. Depreciación Acumulada Activos Fijos, Método de depreciación
Línea Recta**

ACTIVO	CANTIDAD	COSTO	DEPRECIACIÓN ANUAL	AÑOS DEL PROYECTO	TOTAL
Nevera Mabe- Nofrost- 278 lts	1	2100000	210000	3	630000
Destilador Water Destiller Wheaton51	1	2230000	223000	3	669000
Potenciómetro. Electrodo de vidrio pH Metro 0-14 Methrom	1	510000	51000	3	153000
Agitador magnético Fischer porcelain-topstirring hotplates	1	998000	99800	3	299400
Cámara de flujo laminar: Cabina de flujo laminar Horizontal 1,2 M	1	7205625	720562.5	3	2161687.5
Estantería con 7 entrepaños	2	68000	6800	3	20400
Sillas interlocutor ref. Thoner	2	38000	3800	3	8400
Autoclave model 1925 X	1	838000	83800	3	251400
Balanza Analítica Electrónica Digital Ohaus Ara 520	1	2879000	287900	3	863700
Total					4805587.5

La producción de semilla hace referencia a diferentes fases que pueden identificarse como centros de costo. Cada uno de estos centros representa un número de actividades cuyos costos deben contabilizarse. Estos costos incluyen además del manejo de laboratorio el cual se describió en las anteriores Tablas el manejo de plántulas en invernadero (Tabla 13). Al establecer un presupuesto para la producción de 10000 plántulas *in-vitro* se debe considerar el valor acumulado de los costos de producción en las fases de laboratorio e invernadero y además se debe incluir el valor de depreciación de los activos fijos en la fase de laboratorio. (Tabla 14).

Tabla 13. Costos de producción: Costos directos e indirectos fase de invernadero

DESCRIPCIÓN	ESPECIFICACIÓN	CANTIDAD	COSTO UNITARIO	COSTO TOTAL
Bandejas de germinación	Bandejas de germinación de 72 alveolos	140	8000	1120000
Turba	Turba bulto	2	110000	220000
Fertilizante	Fuente de fertilizante foliar Kg	1	18000	18000
Insecticida	Cipermetrina L	2	22000	44000
Fungicidas	Carbendazim L	1	32000	32000
Subtotal			190000	1434000
TOTAL COSTOS DIRECTOS INDIRECTOS SIN DEPRECIACIÓN ACTIVOS FIJOS				6187620

La producción de material de siembra mediante la técnica de cultivo de tejidos cuenta con la posibilidad de reproducir de manera masiva grandes volúmenes de plántulas; estas salen al ambiente muy débiles y con dificultades para adaptarse a condiciones autotróficas por lo tanto necesitan de un proceso de aclimatación y endurecimiento antes de ser llevadas al sitio definitivo, sin embargo en este proceso se pierde aproximadamente el 40 % del material (Monares, 1989). Partiendo de este precepto se calcula el valor de una plántula *in-vitro* considerando el porcentaje de perdida (Tabla 14).

Tabla 14. Costos directos e indirectos por planta *in-vitro* que termina el proceso

No de plantas trasplantadas.	No de plantas que terminan el proceso (60%)	Total costos directos e indirectos con depreciación activos fijos.	Costo/Planta
10000	6000	10993207.5	1099.32

Tabla 15. Costos directos e indirectos por injerto *in-vivo*

DESCRIPCIÓN	ESPECIFICACIÓN	CANTIDAD	COSTO UNITARIO	COSTO TOTAL
Planta copa	Solanáceas Silvestres	2400	1100	2640000
Planta Patrón	Lulo de castilla	2400	1100	2640000
Cinta de amarre del injerto	Cinta de teflón	32	50	1600
Bolsas Plásticas Negras		2400	20	48000
Bolsas Plásticas Blancas		1200	20	24000
TOTAL				5353600

Tabla 16. Costos directos e indirectos por injerto *in-vivo* que termina el proceso

No de injertos realizados	No de injertos que terminan el proceso (60%)	Total costos directos e indirectos	Costo/Injerto
1200	720	5353600	4461.33

3.11.2 Análisis de costos de plantas producidas mediante semilla

Al producir una plántula de manera *ex-vitro* se parte de la fase de invernadero teniendo en cuenta los costos de producción, que representan elementos de consumo y que varían de acuerdo a la cantidad producida. Para producir 10000 plántulas *ex-vitro* se establecen los referentes descritos en la Tabla 17.

Tabla 17. Costos de producción: Costos directos e indirectos

DESCRIPCIÓN	ESPECIFICACIÓN	CANTIDAD	COSTO UNITARIO	COSTO TOTAL
Semilla	Paquete de 100 semillas	390	8000	3120000
Bandejas de germinación	Bandejas de germinación de 72 alveolos	140	8000	1120000
Turba	Turba bulto	2	110000	220000
Fertilizante	Fuente de fertilizante foliar Kg	1	18000	18000
Insecticida	Cipermetrina L	2	22000	44000
Fungicidas	Carbendazim L	1	32000	32000
TOTAL COSTOS DIRECTOS			198000	4554000
INDIRECTOS				

Al igual que en el proceso de obtención de plántulas *in-vitro* un porcentaje del material sembrado se pierde en el transcurso, por lo tanto el cálculo de una plántula *ex-vitro* se establece considerando este porcentaje de pérdida (Tabla 18).

Tabla 18. Costos directos e indirectos por planta germinada mediante semilla que termina el proceso

No de plantas semillas sembradas	No de plantas que terminan el proceso (60%)	Total costos directos e indirectos	Costo/Planta
10000	6000	4554000	455.4

El anterior análisis de costos resume que: El costo de una plántula a través de metodología *in-vitro* es de \$1099.32 frente a \$455.4 de manera *ex-vitro*. Es de observar que esta última no incluye los costos de producción de semillas. Por otra parte el costo de una plántula mediante metodología *in-vitro* es de \$618.76 sin incluir los costos de depreciación de activos fijos.

Tabla 19. Costos directos e indirectos por injerto *ex-vitro*

DESCRIPCIÓN	ESPECIFICACIÓN	CANTIDAD	COSTO UNITARIO	COSTO TOTAL
Planta copa	Solanáceas Silvestres	2400	455	1092000
Planta Patrón	Lulo de castilla	2400	455	1092000
Cinta de amarre del injerto	Cinta de teflón	32	50	1600
Bolsas Plásticas Negras		2400	20	48000
Bolsas Plásticas Blancas		1200	20	24000
TOTAL				2257600

Tabla 20. Costos directos e indirectos por injerto *ex-vitro* que termina el proceso

No de injertos realizados	No de injertos que terminan el proceso (60%)	Total costos directos e indirectos	Costo/Injerto
1200	720	2257600	1881.33

4. CONCLUSIONES

El mejor medio para producir plantas con un buen número de raíces y de hojas en las especies *Solanum mammosum* y *S. sessiliflorum* fue Hussey-Stacey (A). Mientras que para *S. marginatum*, *S. umbellatum* y *S. hirtum* fue el medio Hendrix (H).

No se aprecian diferencias notorias en el grosor de los tallos en los diferentes patrones, exceptuando al patrón proveniente de laboratorio *Solanum marginatum* (I-S-Mar).

Con respecto a la variable rendimiento los mayores registros se obtuvieron en las localidades de Chapacual, La Pradera, Matituy, Tangua y Villamoreno con el portainjerto *Solanum hirtum* con los injertos I-S-H, E-S-H, I-Q-H y E-Q-H.

Con relación a la distribución de la producción, se determinó que está influenciada por las condiciones de clima (periodo de lluvia y sequia) y que independientemente de los patrones a excepción de I-S-S y I-S-Mar, las plantas florecen en la misma época.

Se confirmó la alta mortalidad del patrón *Solanum mammosum* con la técnica de injertación tradicional y la microinjertación *in-vivo*.

Los injertos realizados con los diferentes patrones mostraron un comportamiento agronómico diferenciado a través de las localidades en estudio en cuanto a su adaptabilidad, el portainjerto *S. marginatum*, resulto el más adaptado a los ambientes de La Pradera y Tangua; el patron *S. umbellatum* tienen la mayor adaptación específica al ambiente de Matituy

5. RECOMENDACIONES

Se necesitan realizar nuevos estudios para corroborar los resultados propuestos, en cuanto a la compatibilidad, estos nuevos estudios se deber realizar a alturas de corte de los patrones superiores a los 10 cm, determinando la arquitectura de las plantas para así determinar la densidad de plantas por hectárea y obtener producciones superiores a las plantas de lulo tradicional, con la ventaja adicional de un manejo más fácil y eficiente de la plantación.

BIBLIOGRAFÍA

- AGRIOS, G. 1995. Fitopatología. 2ª ed. México, Uteha, Noriega. 838p.
- AGRONET. 2009. Análisis - Estadísticas. [En línea]. 2008. [citado 1 mar., de 2011]. Disponible en Internet:
<<http://www.Agronet.gov.co/Agronetweb/AnalisisEstadisticas/tabid/73/Default.aspx>>.
- AGUSTÍ, M. 2004. Fruticultura. Editorial Mundi-prensa, Valencia España. 493p.
- ANANDARUP, R. 1996. Análisis de costos beneficios. S.I Banco Mundial, 120 p.
- ANDRADE, D y CÓRDOBA, M. 2010. Evaluación de cuatro medios de cultivo para la propagación *in-vitro* de semillas y explantes de *Solanum mammosum* L., *S. hirtum* Vahl., *S. umbellatum* Mill. y *S. marginatum* L.F. Tesis de grado Ingeniero Agrónomo, Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad de Nariño. Pasto. 18p.
- ANGULO, R. 2006. Lulo: el cultivo: *Solanum quitoense* Lam. Fundación Universidad de Bogotá, Jorge Tadeo Lozano. 99 p.
- . 2008. Lulo (*Solanum quitoense*). Cartilla Técnica Instructiva, Bayer CropScience SA. Pp: 1-29.
- ARGOTTI, E; CAZAR, M; CEDEÑO, V y MOTTE, E. 2011. Análisis molecular de la región ITS de *Fusarium spp.*, agente causal de la marchitez vascular de *Vasconcellea heilbornii* y *Solanum quiotense* en Ecuador. ESPE Ciencia y Tecnología. 3(1):25 – 36.
- ARIZALA, M; MONSALVO, A y BETANCOURTH, C. 2010. Evaluación de solanaceas silvestres como patrones de Lulo (*Solanum quitoense* Lam) y su reacción a *Fusarium sp.* Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad de Nariño. Pasto. 21 p.

ASCUI, L. 1983. Utilización del ápice meristemático en la micropropagación de cítricos [*Citrus sinensis* (L.) Osbeck y *Citrus limón* (L.) Burm. fj. Tesis. Universidad Católica de Valparaíso, Chile. 109 p.

ATKINSON, R y GARDNER, R. 1993. Regeneration of transgenic tamarillo plants. *Plant Cell Reports*. 12: 347-351.

BDIGITAL. 2005. [En línea]. 2005. [citado 23 ago., de 2011]. Disponible en Internet:<URL:

<http://bdigital.eafit.edu.co/bdigital/PROYECTO/P664.022CDE821/capitulo1.pdf>>.

BERNAL, J. 2009. El cultivo del lulo. p. 9-12 En Memorias Seminario Nacional en Producción de Frutales Andinos, Pasto, Colombia.

BERNAL, J; LOBO, M y LONDOÑO, M. 1998. Documento de presentación del material Lulo 'La Selva'. Corpoica, Rionegro, Antioquia, Colombia, 77 p.

BERNAL, J; LONDOÑO, M; FRANCO, G y LOBO, M. 1999. Lulo La Selva. Plegable Divulgativo, Rio Negro: CORPOICA 10p.

------. 2001. Lulo La Selva ICA-CORPOICA: primer material de lulo mejorado para Colombia. Plegable divulgativo, Rio Negro: CORPOICA-INCORA.

BILLENE, R. 1997. Análisis de costos. S.I. Ediciones Jurídicas, Editorial, 56 p.

CASIERRA-POSADA, F; GARCÍA, J y LÜDDERS P. 2004. Determinación del punto óptimo de cosecha en el lulo (*Solanum quitoense* Lam. var. *quitoense* y *septentrionale*). *Agronomía Colombiana*. 22(1), 32-39.

CHENG, T. 1975. Adventitious bud formation in culture of Douglas-fir (*Pseudotsuga menziesii* Mirb. Franco). *Plant Sci. Lett.* 5:97-102.

COOPER, H; SPILLANE, C y HODGKIN, T. 2001. Broadening the Genetic Base of Crops: An Overview. En: Cooper HD, Spillane C, Hodgkin T (eds.) *Broadening the Genetic Base of Crop Production*. Wallingford, New York, CABI Publishing, p 1-23.

CORRALES, S; VARÓN, F y BARRERA, N. 1999. Reconocimiento de nematodos y efecto de *Meloydogyne* en el cultivo de lulo *Solanum quitoense* Lam. Acta Agronómica. 43 - 47.

DA SILVA, D. 1998. Cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal): cultivo y utilización. Tratado de Cooperación Amazónica, Caracas, Venezuela Secretaria Pro-Tmpore - SPT – TCA.. 105 p.

DENIS, F; HERNER, R y CAMACHO, S. 1985. Naranjilla a potential cash crop for the small farmer in Latinoamerica. Acta Horticultural 158; 475-481.

DICKINSON, C y LUCAS, J. 1987. Patología vegetal y patógenos de plantas. México. Limusa. 312p.

ESPINAL, C; MARTÍNEZ, H y PEÑA, Y. 2006. La cadena de los frutales de exportación en Colombia. Una mirada global de su estructura y dinámica. Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural, Observatorio Agrocadenas. Documento de trabajo No. 67, Bogotá, Colombia. Agrocadenas. 66 p.

EVANS, D; FLICK, C. y SHARP, W. 1983. Organogenesis. Handbook of plant cell culture. MacMillan Publishing, Nueva York. 81 p.

FORY, P. 2005. Caracterización y análisis molecular de la diversidad genética de la colección colombiana de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) y seis especies relacionadas de la sección lasiocarpa. Tesis Magistral, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad Nacional de Colombia. Palmira. 78 p.

FRANCO, G. 2002. El cultivo de lulo. Manizales: Asohofrucol, 21p.

FRANCO, G; BERNAL, J; GIRALDO, M; TAMAYO, A; GALLEGO, L y BOTERO, J. 2002. El cultivo del lulo. Manizales: Asohofrucol. CORPOICA.

GALLOZZI, C y DUARTE, O. 2007. Guía práctica de manejo agronómico, cosecha poscosecha y procesamiento de naranjilla. IICA, COSUDE, Red SICTA. Managua, Nicaragua. 49 pp.

GALVIS, J y HERRERA, A. 1999. El lulo *Solanum quitoense* Lam. Manejo de poscosecha. Convenio SENA – Universidad Nacional de Colombia. Bogotá. 59 p.

GAUCH, H y ZOBEL, R. 1996. AMMI. Analysis of yield trials. In: Kang, M y Gauch, H. (Editors). 1996. Genotype-by-Environment Interaction. CRC Press, Boca Raton, Florida. 416 pages.

GELPUD, C; MORA, E; SALAZAR, C y BETANCOURTH. C. 2010. Acta agronómica. 60(1), 50 – 67.

GEORGE, F. 1993. Plant propagation by tissue culture. Part 1. The technology. 2nd Edition. Exegetics Limited. Gran Britain. 555 p.

GIANOLI E. 2004. Plasticidad fenotípica adaptativa en plantas. En: Cabrera HM (ed.) Fisiología ecológica en plantas. Mecanismos y respuestas a estrés en los ecosistemas. Departamento de Botánica, Universidad de Concepción, Chile, p. 13-25.

GOLLOB, H. 1968. A statistical model which combines features of factor analytic and analysis of variances. techniques. Psychometrika 33, 73-115.

GÓMEZ, L; MIRANDA, D; BARRAGÁN, E; RIVERA, J; RAMÍREZ, L y CAICEDO, G. 1999. Manejo integrado del cultivo de lulo. CORPOICA, PLANTE, SENA. 13-19 p.

GONZALES, M. 2005. Contabilidad y Análisis de Costos. S.I Grupo Cecsá. Editorial, 225 p.

HARTMANN, H y KESTER, E. 1975. Propagación de plantas, principios y prácticas. Segunda edición, México, Compañía Editorial Continental S. A. México, D.F. 810 p.

HEISER, C y ANDERSON G. 1999. “New Solanums”. En: Perspectives on new crops and new uses. Janick, J. (ed.). Alexandria, Virginia. ASHS Press., P. 379-384.

HEISER, C. 1979. Origins of some cultivated new world plants. *Annu. Rev. Ecol. Syst.* 10:309-326.

-----, 1985. Ethnobotany of the naranjilla (*Solanum quitoense*) and its relatives. *Econ. Bot.* 39: 4-11.

HENDRIX, R; LITZ, R y KIRCHOFF, B. 1987. *In-vitro* organogenesis and plant regeneration from leaves of *Solanum candidum*, *S. quitoense* (naranjilla) and *S. sessiliflorum*. *Plant Cell Tissue and Organ Culture.* 11: 67-73.

HERNÁNDEZ, M y MARTÍNEZ, O. 1993. Modelos de crecimiento para el fruto del lulo (*Solanum quitoense* Lam.). *Agricultura Tropical* 30(3):87-90.

HUERTAS, D; SALAZAR, V y VARÓN, F. 1999. Manejo integrado del cultivo de lulo en el Valle del Cauca. *Boletín técnico*, Palmira: ICA. 22p.

HUSSEY, G y STACEY, N. 1981. *In-vitro* propagation of potato (*Solanum tuberosum* L.). *Ann. Bot.* 48: 787-796.

ICONTEC. 2004. Frutas Frescas. Lulo de castilla. Especificaciones. NTC 5093. Bogotá D.C.: El Instituto. 19 p.

JIMÉNEZ, G; PÉREZ, A y JIMÉNEZ, D. 2001. Identification of pathogenic races 0, 1B/C, 5, and 6 of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* with random amplified polymorphic DNA (RAPD). *Eur. J. Plant Pathol.* 107:237-248.

LENTINI, Z. 2002. Conservación y transformación genética de lulo (*Solanum quitoense*) y tomate de árbol (*Cyphomandra betacea*). En: CIAT, chasqui.ciat.cgiar.org:7777/pls/cvdp/.../GDB50-TR-13-07-2001.PDF; consulta: mayo 5 de 2010.

LITZ, R. 1984. *In-vitro* somatic embryogenesis from necellar callus of monoembryonic mango. *HortScience* 19:715-717.

LOBO, M y MEDINA, C. 2000. *Solanum quitoense* Lam. En: FUNEP. (Ed.), Caracterizacao de frutas nativas da América Latina. Edicao comemorativa do 30 Aniversario da Sociedade Brasileira de Fruticultura, pp. 41-43.

-----, 2009. Conservación de recursos genéticos de la agrobiodiversidad como apoyo al desarrollo de sistemas de producción sostenible. Revista CORPOICA – Ciencia y Tecnología Agropecuaria. 10(1): 33-42.

LOBO, M. 1991. Perspectivas de la siembra del lulo o naranjilla (*Solanum quitoense* Lam.). Boletín técnico. Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Palmira 2(2): 125-132.

-----, 1988. Investigaciones con semillas de lulo (*Solanum quitoense* Lam). Semillas, 13(2):17-20

-----, 2000. Papel de la variabilidad genética en el desarrollo de los frutales andinos como alternativa productiva. 3er Seminario de Frutales de Clima Frío Moderado. Centro de Desarrollo Tecnológico de Frutales, Manizales. pp. 27-36.

-----, 2004a. Recursos Genéticos de Especies Frutales. En: Memorias VIII Congreso Venezolano de Fruticultura. Maracaibo, Venezuela, 6 al 9 de julio de 2004. Maracaibo, Venezuela. pp. 1-13.

-----, 2004b. Posibilidades y perspectivas del desarrollo de programas de mejoramiento en frutales andinos. Visión conceptual. En: Memorias V Seminario Nacional e Internacional de Frutales. C.D.T.F.; Universidad Nacional, sede Manizales; CDC; Universidad de Caldas. Manizales. pp. 463-471.

-----, 2006. Recursos genéticos y mejoramiento de frutales andinos: Una visión conceptual. Ciencia y Tecnología Agropecuaria. 7(2): 40-54.

-----,-----: caso lulo y tomate de árbol. Seminario Nacional en producción de frutales andinos. San Juan de Pasto: Universidad de Nariño. 1- 36p.

LOBO, M. y MEDINA, C. 2000. Maracujároxo (*Passiflora edulis* Sims. *F. edulis*). En: Caracteriação de Frutas Nativas da América Latina. Edição comemorativa do 30º aniversario da Sociedade Brasileira de Fruticultura. 48-50p.

LOBO, M; GIRARD, E; JARAMILLO, J y JARAMILLO, G. 1983. El cultivo del lulo o naranjilla (*Solanum quitoense* Lam.). ICA-Infoma 17(1):10-20.

LOBO, M; MEDINA, M; DELGADO, O y BERMEO, A. 2007. Variabilidad morfológica de la colección colombiana de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) y especies relacionadas de la sección Lasiocarpa. Revista Facultad Nacional de Agronomía - Medellín, 2007: 3939-3964.

LÓPEZ, G. 1993. Cultivo *in-vitro* de plantas superiores. Universidad de Nariño – Facultad de Ciencias Agrícolas, Pasto. 107 p.

LÓPEZ, J y CARDONA, J. 2007. Evaluación de patrón de cítricos en la zona central cafetera de Colombia. Boletín Técnico No. 30. Cenicafe. Chinchina, Caldas. 55 p.

LOZANO, R. 2008. Perspectivas y Tendencias de la Agricultura Colombiana. Bogotá: Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural.

MADR. 2009. Anuario estadístico de frutas y hortalizas 2004 – 2008 y sus calendarios de siembras y cosechas, Dirección de política Sectorial. Bogotá, D. C. 301 p.

MATEO, B y URBANO T. 1988. Fitotecnia general. 2a ed. Madrid, Mundiprensa. 814 p.

MEDINA, C. 2003. Estudio de algunos aspectos fisiológicos del lulo (*Solanum quitoense* Lam.) en el bosque húmedo montano bajo del oriente antioqueño (tesis de maestría). Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Departamento de Ciencias Agronómicas, Medellín, 249 p.

-----, 2009. La función productiva del lulo (*Solanum quitoense* Lam) en Colombia. Seminario Nacional en producción de frutales andinos. San Juan de pasto: Universidad de Nariño. 1-36 P.

MEDINA, C; LOBO, M; MARTÍNEZ, E y RIAÑOS, N. 2004. Estudios fisiológicos del lulo en el bosque húmedo montano bajo del oriente antioqueño. I. Crecimiento y desarrollo En: Memorias V Seminario Nacional e Internacional de Frutales, Manizales, p. 455.

MEDINA, C; MARTÍNEZ, E; LOBO, M; LÓPEZ, J y RIAÑOS, N. 2006. comportamiento bioquímico y del intercambio gaseoso del lulo (*Solanum quitoense* Lam.) a plena exposición solar en el bosque húmedo montano bajo del oriente antioqueño colombiano. Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín 59(1):3123-3146.

MEDINA, C; SÁNCHEZ, D; CAMAYO, G; LOBO, M y MARTÍNEZ, E. 2008. Anatomía foliar comparativa de materiales de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) con y sin agujones. Ciencia y Tecnología Agropecuaria, 2008: 1-16.

MONARES, A. 1989. La Papa en Chile: Tubérculos-semillas de categoría certificada. Lima. International. s.l. Potato Center Editorial, 85 p.

MONDRAGÓN, J. 2009. Solanaceae, *Solanum marginatum* L.F., Bola de oro. [En línea]. 2005. [citado 23 may., de 2011]. Disponible en Internet:<URL: <http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/solanaceae/solanum-marginatum/fichas/ficha.htm>>.

MOREL, G. 1946. Action of pantothenic acid on the growth of tissue cultured *in-vitro* Hawthorn. Compt. Rend. Acad. Sci., Paris. 223: 166-168.

MOSELLA, L y ASCUI, L. 1993. Frutales libres de virus pariendo de ápices meristemáticos cultivados *in-vitro*, pp. 521 – 523. En: Roca, W y Mroginski, L. Cultivos de tejidos en la agricultura, Fundamentos y aplicaciones, Cali, Colombia. 953 p.

MOSELLA, L; SIGNORET, P. y JONARD, R. 1980. Sur la mise au point de techniques de microgreffage d'apex en vue de l'élimination de deux types de particules virales chez le pecher (*Prunus pérsica* Batsch). C. R. Acad. Sci. Paris D:287-290.

MURASHIGE, T y SKOOG, F. 1962. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue culture. *Physiol. Plant* 15. p. 473-497.

MURASHIGE, T. 1974. Plant propagation through tissue cultures. *Ann. Rev. Plant Physiol.* 25:135-165.

MURASHIGE, T; BITTERS, W.; RANGAN, T.; NAVARRO, E.; ROISTACHER, C. y HOLLIDAY, L. 1972. A technique of shoot apex grafting and its utilization towards recovering virus-free citrus clones. *HortScience* 7(20): 118-120.

NARVÁEZ y ZAMBRANO. 2006. Reacción de diferentes materiales de lulo (*Solanum quitoense*) al ataque de *Fusarium oxysporum*. Tesis de grado Ingeniero Agrónomo, Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad de Nariño. Pasto. 65p.

NAVARRO, L y JUÁREZ, J. 1977. Elimination of citrus pathogens in propagative budwood; II: *In-vitro* propagation. *Proc. Int. Soc. Citriculture* 3:973-978.

NAVARRO, L.; ROISTACHER, C.N. y MURASHIGE, T. 1975. Improvement of shoot-tip grafting *in-vitro* for virus-free citrus. *Amer. Soc. Hort. Sci.* 100(5):471-479.

NAVARRO, R; TAMAYO, P y LOBO, M. 1985. Resistencia genética a *Meloidogyne* incognita en lulo. *Ascolfi Informa* 11(4):32-33.

PAREJA, N; SANTACRUZ, N; ORDÓÑEZ, H y LAGOS, T. 2010. Comportamiento meiótico de diferentes especies de lulo, *Solanum sp.* *Acta Agronómica.* 54(4).

PATIÑO, V. 1962. Edible fruits of *Solanum* in South America historic and geographic references. *Botanical Museum Leaflets Harvard University* 19(10): 215-234.

PINZÓN, M. 2000. Propiedades físicas de cosecha y poscosecha de frutos de lulo “La Selva”. En: Memorias del 3er Seminario de Frutales de Clima Frío Moderado. Centro de Desarrollo Tecnológico de Frutales (CDTF), Manizales. pp. 386-397.

PROHENS, J; RUIH, J y F, NUEH. 1985. Naranjilla. pp 339-347.

REINA, G; ARAUJO, C Y MANRIQUE, I. 1998. Manejo postcosecha y evaluación de la calidad del lulo (*Solanum quitoense* sp.) que se comercializa en la ciudad de Neiva. Facultad de Ingeniería, Universidad Surcolombiana. Neiva. 141 p.

ROJAS, S., GARCIA, J. y M, ALARCON. 2004. Propagacion asexual de plantas. Conceptos básicos y experiencias con Especies Amazonicas. CORPOICA. Bogotá. 56p.

SALAYA, A. 1985. Situación actual de la Pimienta (*Pimenta dioica* L.) en el Estado de Tabasco, México y Perspectivas. Imprenta: México. Secretaria de Agricultura y Recursos Hídricos, Instituto Nacional de Investigaciones Forestales. 24p.

SANTACRUZ, M. 2004. Estudio fenológico y reproductivo de la naranjilla (*Solanum quitoense* Lam), Peach tomato (*Solanum sessiliflorum* Duna) y uchuva (*Physalis peruviana* Lam). Tesis de grado Ingeniero Agrónomo, Ciencia y Producción Agropecuaria, Universidad de Zamorano pregrado. Honduras. 31 p.

SAÑUDO, B; ARTEAGA, G; CHÁVEZ, G y VALLEJO, W. 2002. Introducción al manejo de frutales andinos en la zona triguera baja de Nariño. Pasto: Universidad de Nariño. 120p.

SAS. 1996. SAS/STAT user's guide: 6.11 th ed. Vol. 2. SAS Inst. Cary, N. C. 956 p.

SCHULTES, R. 1949. Plantae Colombianae XII. De Plantis Principaliter Amazoniae Colombiana e. Botanical Museum Leaflets, Harvard University 14(2): 21-47.

SEGOVIA, V. 2002. Optimización de la regeneración de lulo (*Solanum quitoense* Lam), orientada a la transformación genética de plantas. Tesis Magistral, Centro

Internacional de Agricultura tropical - CIAT, Universidad Internacional de Andalucía - sede La Rábida-Huelva. España. 65 p.

SEGOVIA, V; SÁNCHEZ, I; MEJÍA, A; ROCA, W y LENTINI, Z. 2002. Micropropagación y regeneración de lulo (*Solanum quitoense*) por organogénesis. Centro Internacional de Agricultura Tropical CIAT. Cali.

SENIOR, A y DEL CASTILLO, P. 2009. Perfil del producto, Inteligencia de mercados; caso Lulo. Corporación Colombia Internacional - CCI. Bogotá D.C. 15 p.

SIMMONDS, NW. 1962. Variability in Crops Plant: Its Use and Conservation. Biological Reviews 37:422-465.

SOLEDAD, M. 2004. Biblioteca Digital de la Medicina Tradicional Mexicana. Atlas de las Plantas de la Medicina Tradicional Mexicana. [En línea]. 2004. [citado 1 mar., de 2011]. Disponible en Internet:<URL: <http://www.medicinatradicionalmexicana.unam.mx/monografia.php?l=3&t=&id=7274>>.

TAFUR, R; TORO, J; PERFETTI, J; RUIZ D y MORALES, J. 2006. Plan Frutícola Nacional – PFN. Cali. 43 p.

TAMAYO, P., NAVARRO, R. y M, DE LA ROTTA. 2003. Enfermedades del cultivo del lulo en Colombia En: Boletín Técnico No 18 Guía de diagnóstico y control. 2 ed. Rionegro, Antioquia : CORPOICA, 2003. 48 p.

TURRELL, F. 1946. Tables of surface and volumes of apheres and of prolate and oblates and spheroidal coefficients. Berkeley. Univ. California Press.

VEGA, M. 2001. Etnobotánica de la Amazonia peruana. 1ra edición: Ediciones Abya – Yala. Quito, Ecuador. 169 p.

VILLACHICA, H. 1996. Frutales y hortalizas promisorios de la Amazonia. Lima y otros: TCA, FAO. 204-207 pp.

VIVAR, H y PINCHINAT, A. 1970. Viability of seed from interspecific crosses with naranjilla *Solanum septentrionale*. Crop Science. 10: 450-451.

WARREN, S; REEVE, J y FESS, P. 1999. Contabilidad Administrativa s.l. Thomson Editorial, 150 p.

WEISSTEIN, E. 2011. Correlation Coefficient. MathWorld - A Wolfram. [En línea]. 1999. [citado 9 ago., de 2011]. Disponible en Internet:<<http://mathworld.wolfram.com/CorrelationCoefficient.html>>.

WHALEN, M; COSTICH, D y HEISER, C. 1981. Taxonomy of section Lasiocarpa. Gentes Herbarium. 12:41-129.

ZULUAGA, M. 1996. Plagas y enfermedades del lulo. En: Plagas y enfermedades en las frutas tropicales, boletín de Sanidad Animal 11 ICA. Santafé de Bogotá, pp 37 – 42.

ANEXOS

Anexo A. Cuadrados medios del ANDEVA para los medios de cultivo *in-vitro* para los diferentes tipos de morfogénesis en las especies silvestres evaluadas.

F.V	GL	Formación de callos(C) (%)	Formación de plantas (P) (%)	Formación de vástagos (V) (%)	Número de brotes (NB)	Longitud de brotes (LB) (cm)	Número de raíces (NR)	Número de hojas (NH)	Días a morfogénesis completa (DMC)
<i>Solanum sessiliflorum</i> Dun. (<i>S. topiro</i> Dun.)									
Repetición	4	88,67	11,77	87,87	0,43	0,28	0,68	0,58	9,68
Medios	3	93,39*	60,21*	4,73ns	2,8*	1,33*	0,58ns	4,18*	21,4*
Error	12	40,35	13,76	82,31	0,43	0,22	0,71	0,64	8,94
C.V.		119,07	19,48	80,25	36,22	45,98	28,53	34,09	16,34
Media		5,34	19,05	11,31	1,8	1,2	2,95	2,35	18,3
<i>Solanum mammosum</i> Lam.									
Repetición	4	6,781	1,702	2,423	0,008	0,051	0,021	0,086	2,733
Medios	3	103,3*	12,72*	6,093ns	0,059*	0,108*	0,038ns	0,548*	8,392*
Error	12	2,995	2,047	2,176	0,01	0,029	0,035	0,064	1,511
C.V.		63,54	10	12,71	0,273	0,396cm	0,242	0,944	17,57
Media		23,47	66,23	53,51	11,8	19,12	22,77	23,58	68,42
<i>Solanum marginatum</i> Lam.									
Repetición	4	0,07	0,19	0,25	0,06	0,04	0,13	0,06	0,52
Medios	3	10,03*	1,37*	2,55*	0,58*	0,19*	0,92*	0,84*	6,12*
Error	12	0,06	0,095	0,06	0,006	0,01	0,063	0,04	0,3
C.V.		0,415	10	12,71	0,273	0,396cm	0,242	0,944	17,57
Media		11,78	28,29	19,94	11,8	15,44	26,89	17,3	38,84
<i>Solanum hirtum</i> Vahl. (<i>S. molestum</i> Bran.)									
Repetición	4	0,04	0,08	0,09	0,002	0,03	0,07	0,08	0,12
Medios	3	10,23*	0,45*	1,99*	0,11*	0,72*	1,07*	0,47*	1,48*
Error	12	0,1	0,12	0,12	0,01	0,07	0,13	0,1	0,46
C.V.		4,27	1,85	0,77	0,39	1,17	1,27	1,53	3,4
Media		16,37	25,08	34,49	12,48	22,54	30,85	25,17	39,46
<i>Solanum umbellatum</i> Mill.									
Repetición	4	0,18	0,07	0,25	0,02	0,02	0,05	0,02	0,08
Medios	3	11,53*	1,03*	0,58*	0,10*	0,04ns	0,67*	0,53*	4,89*
Error	12	0,09	0,17	0,2	0,02	0,02	0,08	0,09	0,75
C.V.		4,35	0,98	1,23	0,34	0,28	0,48	0,98	3,07
Media		15,13	38,1	37,67	17,33	17,44	30,83	26,64	56,75

* = Nivel de significancia a 5% de probabilidad; ns = Sin diferencias significativas estadísticas

Anexo B. Cuadros medios del ANDEVA combinando para las variables en estudio en los ambientes de Tangua, Chapacual, Villamoreno, Llano Largo, La Unión, La Pradera y Matituy

FDV	GL	Compatibilidad patrón/copa (COMP)	Días a floración (DAFL)	Número de frutos formados por planta (NFP)	Peso de fruto (PF) (g)	Acides titulable (AC) (%)	Sólidos solubles totales (SST) (°Brix)	Rendimiento (t.ha ⁻¹ año ⁻¹)
Loc	6	0,28*	34992,32*	11513,09*	1834,39*	6,87*	30,37*	141,51*
Bloq(Loc)	14	0,13	1052,34	267,13	939,17	1,74	6,28	9,54
Trat	23	2,81*	46391,82*	4093,25*	22419,14*	29,46*	154,06*	152,12*
Loc x Trat	138	0,07NS	1214,85NS	412,29NS	442,53NS	0,71NS	4,36NS	8,34*
Error	322	0,06	831,62	321,41	475,30	0,59	3,05	5,37
C.V.		30,92	28,49	29,57	30,89	30,19	30,08	26,54
Media		0,79	101,24	28,64	70,57	2,54	5,81	4,76

* = Nivel de significancia a 5% de probabilidad; NS = Sin diferencias significativas estadísticas

Anexo C. Cuadros medios del ANDEVA para la variable rendimiento de *Solanum quitoense* var. *quitoense* y var. *septentrionale* injertadas sobre patrones de solanáceas silvestres en siete municipios del departamento de Nariño

FDV	GL	Chapacual	La Pradera	La Unión	Llano Largo	Matituy	Tangua	Villamoreno
Trat	23	30,42*	16,06*	24,38*	57,34*	20,08*	21,8*	36,52*
Bloq	2	7,79	4,62	13,19	0,75	1,96	4,31	6,74
Error	46	8,43	3,51	3,48	9,51	2,27	3,21	2,33
C.V.		26,50	28,40	28,65	29,34	27,54	27,87	26,49
Media		5,68	3,82	4,53	7,54	3,97	3,91	4,83

* = Nivel de significancia a 5% de probabilidad; ns = Sin diferencias significativas estadísticas