

PROPAGACION POR ESTACAS EN LULO (*Solanum quitoense* Lamark)

Fabricio Cifuentes Villan

UNIVERSIDAD NACIONAL DE COLOMBIA

Facultad de Agronomía

Bogotá, 1989

10596

1943

07660 1989

LIBRARY AGREEMENT
1989

COMISSÃO ADMINISTRATIVA
DE DELIBERAÇÃO

✓
PROPAGACION POR ESTACAS EN LULO. (Solanum quitoense Lanmark)

✓
FABRICIO CIFUENTES VILLAN

UNIVERSIDAD NACIONAL DE COLOMBIA

FACULTAD DE AGRONOMIA

BOGOTA

ANEXO (Olivetti - 4547)

PROPAGACION POR ESTACAS EN LULO (Solanum quitoense Lanmark)

FABRICIO CIFUENTES VILLAN

Trabajo de grado presentado como
requisito parcial para optar al
título de INGENIERO AGRONOMO.

Director: Jairo Clavijo P.
I. A. P.H.D.

UNIVERSIDAD NACIONAL DE COLOMBIA

FACULTAD DE AGRONOMIA

BOGOTA

1989

Este trabajo hace parte de las investigaciones realizadas por la Facultad de Agronomía - Universidad Nacional de Colombia. Sin embargo, las ideas emitidas por los autores son de su exclusiva responsabilidad y no expresan necesariamente opiniones de la Universidad.

(Artículo 14 de la resolución 00047 de 1981).

A G R A D E C I M I E N T O S

Dr. Jairo Clavijo P. por su apreciable dirección y colaboración.

Dr. Gustavo Camacho por su orientación.

Dr. Juan Ospina por su orientación estadística.

A cada una de las personas que contribuyeron de una u otra forma en la realización y desarrollo de la presente investigación.

D E D I C A T O R I A

A MI MADRE

A MI PADRE

A MIS HERMANOS

FABRICIO

TABLA DE CONTENIDO

1.	Introducción	1
2.	Revisión bibliográfica	3
2.1	El cultivo del lulo	3
2.1.1	Origen y distribución	3
2.1.2	Taxonomía y morfología	4
2.1.3	Ecología	7
2.1.4	Manejo del cultivo	9
2.1.4.1	Siembra	9
2.1.4.1.1	Semillas	9
2.1.4.1.2	Estacas	10
2.1.4.1.3	Injertos	10
2.1.4.2	Fertilización	11
2.1.4.3	Aporques	13
2.1.4.4	Poda	13
2.1.4.5	Control de malezas	14
2.1.4.6	Enfermedades	14
2.1.4.7	Plagas	16
2.1.4.8	Producción	17
2.1.4.9	Cosecha	18
2.2.	Propagación asexual	18
2.2.1	Definición	18

2.2.2	Importancia	18
2.2.3	Ventajas y desventajas	19
2.2.4	Tipos de propagación asexual	20
2.2.4.1	Tipos de estacas	21
2.2.4.2	Factores internos	22
2.2.4.2.1	Nutrición	23
2.2.4.2.2	Edad de la planta	24
2.2.4.2.3	Presencia de hojas	25
2.2.4.3	Factores externos	25
2.2.4.3.1	Humedad	25
2.2.4.3.2	Temperatura	26
2.2.4.3.3	Luz	26
2.2.4.3.4	Sustrato	27
2.2.4.3.5	Tratamiento	27
2.2.4.4	Aspectos Fisiológicos	30
3.	Materiales y métodos	32
3.1	Localización	32
3.2	Materiales	32
3.2.1	Materiales de laboratorio	32
3.2.2	Materiales de campo	33
3.2.3	Material vegetal	33
3.2.4	Reactivos	34
3.3	Métodos	35
3.4	Análisis estadístico	39
4.	Resultados y discusión	41
4.1.	Número de raíces primarias	41
4.2.	Longitud de raíces primarias	44

4.3.	Peso seco	46
4.4.	Diámetro de raíces	49
4.5.	Número de raíces secundarias	49
5.	Conclusiones	53
6.	Resumen	55
7.	Summary	56
8.	Bibliografía	57

LISTA DE TABLAS

Tabla 1.	Distribución de tratamientos evaluados en el enraizamiento de estacas de lulo.	35
Tabla 2.	Prueba de homogeneidad de varianzas.	39
Tabla 3.	Número promedio de raíces primarias de estacas de lulo 50 dds (días después de sembradas), tratadas con dos hormonas a dos dosis y en dos sustratos.	43
Tabla 4.	Longitud promedio (cm) de raíces primarias de estacas de lulo tratadas con dos hormonas a dos dosis y en dos sustratos a los 50 dds.	45
Tabla 5.	Peso seco promedio (mg) de las raíces de estacas de lulo tratadas con dos hormonas a dos dosis y en dos sustratos 50 dds.	48
Tabla 6.	Diámetro promedio (mm) de raíces primarias de estacas de lulo tratadas con dos hormonas a dos dosis y en dos sustratos 50 dds.	50
Tabla 7.	Número promedio de raíces secundarias de estacas de lulo tratadas con dos hormonas a dos dosis y en dos sustratos 50 dds.	52

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1. Efecto de auxinas según su concentración y el órgano en donde lo ejerce. 31
- Figura 2. Distribución de los tratamientos y sus repeticiones en la cama de enraizamiento. 37

LISTA DE ANEXOS

- ANEXO 1 Análisis de varianza para la variable número de raíces primarias en el primer ensayo.
- ANEXO 2 Análisis de varianza para la variable número de raíces primarias en el segundo ensayo.
- ANEXO 3 Análisis de varianza para la variable longitud de raíces primarias en el primer ensayo.
- ANEXO 4 Análisis de varianza para la variable longitud de raíces primarias en el segundo ensayo.
- ANEXO 5 Análisis de varianza para la variable diámetro de raíces primarias en el primer ensayo.
- ANEXO 6 Análisis de varianza para la variable diámetro de raíces primarias en el segundo ensayo.
- ANEXO 7 Análisis de varianza para la variable número de raíces secundarias en el primer ensayo.

- ANEXO 8 Análisis de varianza para la variable número de raíces secundarias en el segundo ensayo.
- ANEXO 9 Análisis de varianza para la variable peso seco en el segundo ensayo.
- ANEXO 10 Significancia en las comparaciones ortogonales para el primer ensayo.
- ANEXO 11 Significancia en las comparaciones ortogonales para el segundo ensayo.
- ANEXO 12 Análisis de varianza combinado para la variable número de raíces primarias de los dos ensayos.
- ANEXO 13 Análisis de varianza combinado para la variable número de raíces secundarias en los dos ensayos.
- ANEXO 14 Análisis de varianza combinado para la variable longitud de raíces primarias en los dos ensayos.
- ANEXO 15 Análisis de varianza combinado para la variable diámetro de raíces primarias en los dos ensayos.
- ANEXO 16 Significancia de las comparaciones ortogonales para los dos ensayos combinados.

1. INTRODUCCION

El lulo es importante tanto para los agricultores como para los comercializadores por muchos factores, siendo uno de ellos el hecho de ser una de las frutas más costosas en el mercado nacional, \$400 por kilo para el año de 1988, y con posibilidades de generar divisas.

El hecho de que en la actualidad el área sembrada se haya reducido en un 40% aproximadamente, se debe al descontento de los cultivadores, que ven cómo se elevan los costos de producción y cómo la calidad y cantidad disminuyen. Esto se debe a la falta de investigación e información disponibles para los agricultores, en cuanto a manejo técnico del cultivo se refiere.

Si se analiza la información existente en nuestro país se observa que todo se basa en datos empíricos recolectados de los agricultores que, en un esfuerzo por mantener las condiciones de su cultivo, no corren riesgos y siguen utilizando las costumbres y técnicas de la zona en donde se encuentran.

Por otro lado se observa el interés de agremiaciones importantes, como la Federeción Nacional de Cafeteros, que en sus programas de diversificación incluyen el cultivo del lulo como una alternativa para generar ingresos a los pequeños productores, y Proexpo, que en sus proyectos de establecimiento de mercados en el exterior también incluye esta fruta como alternativa para generar divisas.

Con el objeto de evaluar el enraizamiento de estacas de lulo en condiciones de invernadero en la Sabana de Bogotá, se realizaron dos experimentos utilizando dos hormonas sintéticas, ácido-indol-butírico y ácido-naftalen-acético, a dos concentraciones, 500 y 1500 ppm, y dos sustratos, escoria y cascarilla de arroz.

2. REVISION BIBLIOGRAFICA

2.1 El cultivo del Lulo

2.1.1 Origen y Distribución

Según Gattoni (1961), el lulo es una planta originaria de la zona andina de Colombia y Ecuador, aún cuando se han encontrado cultivares en Centroamérica y Africa.

El mismo autor menciona que el lulo que se halla en la parte sur de Colombia y en el Ecuador no posee espinas, mientras que el que se encuentra al norte de Colombia es espinoso. Heiser (1968) anota que si se acepta la teoría de que el lulo cultivado proviene de especies con espinas (Solanum tumo y Solanum pseudolulo), este factor puede señalar a Colombia como su lugar de origen.

Según Dennis (1986), en el país no se ha localizado en un estado realmente silvestre, pero sí se presentan especies estrechamente relacionadas.

De acuerdo con Hodge (1947), el lulo se empezó a difundir hacia el norte y el sur del Ecuador a mediados del siglo XVIII por los Incas y los españoles. Años atrás fué introducido a Costa Rica y Panamá, sin embargo éste se ha establecido más como maleza que como cultivo comercial por problemas de sanidad, (Gattoni 1961).

2.1.2. Taxonomía y morfología

Según Shultes y Cuatrecasas (1953), el lulo se clasifica de la siguiente forma:

Reino: vegetal

Subreino: Espermatophyta

División: Angiosperma

Subdivisión: Dicotiledónea

Clase: Simpétala

Subclase: Pentacíclica

Orden: Tubiflorales

Familia: Solanaceae

Género: Solanum

Sección: Lasiocarpa

Especie: quitoense

Variedades: quitoense

septentrionale

De acuerdo con Dávila, Rito y Albornoz, (1972), la raíz del lulo es fibrosa y superficial alcanzando una profundidad de 50 cm. Esto como consecuencia del daño que sufre la raíz pivotante en el momento del trasplante, favoreciendo así la formación del sistema radicular profusamente ramificado.

El tallo es robusto, semileñoso, cilíndrico y pubescente. Una planta en completo desarrollo alcanza a medir hasta 3 m de altura, y con una arquitectura irregular, conformada por gran número de ramificaciones. lo que hace muy difícil determinar un tallo principal. Morfológicamente la única diferencia que existe entre las dos variedades anteriormente citadas es la presencia de espinas en la variedad septentrional, lo que dificulta mucho su recolección. (Lobo et al. 1983)

Montenegro (1954) describe las hojas como palmeadas y compuestas, de forma oblongo-ovaladas con nervaduras pronunciadas y de color morado. El tamaño bastante grande, hasta 50 cm. de largo y 39 cm. de ancho. La lámina foliar es de color verde, más oscuro en el haz que en el envés y el limbo es delgado y profundamente recortado.

Las flores del lulo se encuentran agrupadas en inflorescencias en forma de cima escorpioide tipo drepanio (Osorio y Madrid, 1978). Son pentámeras y perfectas, con ovario bilocular de color

amarillo y pubescente. El estigma es verde con estilo amarillento y corto en relación con las anteras, las cuales son amarillas de tamaño grande y presentan dehiscencia apical. Algunos autores afirman que en el lulo se presentan flores con pistilo corto, medio y largo, siendo éstas últimas las únicas fértiles. Los pétalos son de color morado por el envés y blancos por el haz. Los sépalos son pubescentes y morados en la parte externa. (Lobo et al. 1983)

Según Romero (1961), los frutos son globosos, de color anaranjado por fuera y verde por dentro con pulpa ácida de pH entre 3,6 y 4,0 y con numerosas semillas. Está recubierto por pelos punzantes, pero fáciles de quitar. El fruto es una baya que en completa madurez puede alcanzar los 8 cm. de diámetro. La fructificación es permanente, pudiéndose encontrar en una misma planta desde botones florales hasta frutos completamente maduros. (Calvo, 1972).

Estudios realizados en Ecuador en 1955 demuestran que el fruto se compone de un 90% de pulpa, 5.2% de semillas y 4.3% de corteza, ésta última con un alto contenido de solanina (sustancia tóxica), por lo cual después de partido el fruto es conveniente retirar la pulpa de la cáscara. (Ministerio Agricultura 1955).

Ensayos hechos por Valencia y Garcia (1977), en el oriente antioqueño, muestran una diferencia considerable en cuanto a

proporción de semillas por fruto, con los trabajos realizados en el Ecuador, lo que se puede deber a las diferencias climatológicas entre las dos zonas mencionadas.

Rincón (1983) anota que el lulo produce gran cantidad de semillas, de 1.000 a 1.200 por fruto, siendo éstas muy similares a una lenteja en su forma, pero más pequeña, con gran contenido de aceite y de color amarillento. Estas una vez sembradas germinan entre los 25 y 35 días.

Valencia y García (1977), en sus estudios realizados, encontraron una correlación significativa entre el tamaño del fruto y el número de semillas presentes, lo cual indica la necesidad de contar con una buena polinización para obtener frutos de buen tamaño.

2.1.3 Ecología

El clima óptimo para su desarrollo es aquel con temperaturas entre 16 y 22 °C. McCann (1948) considera que el factor climático más crítico en la adaptación de la especie en zonas nórdicas es tal vez la curva de temperatura. Se debe tener en cuenta que es una planta muy susceptible a heladas. Crece mejor en sitios sombreados y zonas con alta nubosidad, cercanas a

corrientes de agua, pero no encharcadas, requiere una alta humedad relativa, por encima del 80%.

Montenegro (1964) afirma que un factor bien importante del clima es la precipitación, que debe estar entre 1.500 y 3.000 mm/año y más que todo su distribución, menciona que con un período de sequía de tres semanas ya se presenta caída de frutos.

En cuanto a suelos se refiere, el lulo se desarrolla bien en suelos húmedos, pero con buen drenaje, franco arcillosos a franco arenosos, con buen contenido de materia orgánica y medianamente ácidos entre 5.3 y 6.0. La creencia que el lulo por ser una planta rústica no es exigente en lo que a condiciones del suelo se refiere, es totalmente falsa; este cultivo extrae grandes cantidades de nutrientes del suelo y, más aún, si se cultiva sin sombrero, lo cual se atribuye a su gran área fotosintética. López (1974) afirma que los suelos recién desmontados y con presencia de algunos árboles son propicios para obtener muy buenos resultados en su cultivo.

La razón por la cual los agricultores lo están sembrando en suelos vírgenes, se debe a que se han dado cuenta de la infestación por nemátodos que se presenta luego de haber sido sembrado en un lote. (Calvo 1972).

2.1.4 Manejo del cultivo

2.1.4.1 Siembra

El lulo se reproduce por semillas y también se puede propagar por estacas e injertos.

2.1.4.1.1. Semillas

Uno de los inconvenientes que tiene la siembra por semillas, es que éstas son extraídas del mismo cultivo, o cultivos aledaños, introduciendo así al nuevo cultivo la alta variabilidad genética que tiene la especie.

Calvo (1972) aconseja el sistema en el cual se selecciona la semilla según los frutos de donde se va a extraer, se hace un lavado, luego se desinfecta con algún fungicida (Agallol o Brassicol) y se deja secar sobre papel periódico al aire libre y a la sombra. Lobo et al. (1983), resume que el mejor sistema es el de fermentación, depositando la pulpa y semilla en un recipiente de vidrio, dejando en reposo durante 48 horas y procediendo con el lavado y secado.

El semillero se hace en sitio sombreado, con suelo suelto y bien drenado, puede ser desinfectado con formol al 40% unos 20 días antes de la siembra. Las semillas germinan más o menos a los 30

días y luego se pasan bolsas de polietileno, donde permanecen dos meses para luego ser transplantadas al sitio definitivo.

2.1.4.1.2. Estacas

Según Rincón (1983), en la propagación por estacas se recomienda cortar los brotes laterales, a los cuales se les eliminan las hojas más grandes, son desinfectados y luego tratados con fitohormonas. Deben permanecer más o menos 30 días con algo de sombra y alta humedad relativa.

2.1.4.1.3. Injertos

Es aconsejable hacer los injertos en terrenos donde se conoce la incidencia de nemátodos. Se utilizan como patrones, semillas de lulos silvestres (Solanum macranthum D.), a los cuales se les ha observado resistencia al ataque de nemátodos. Se injertan las variedades preferidas en el sistema de púa terminal a los 4 o 5 meses de sembrado el patrón. (Lobo et al. 1983).

Las distancias de siembra para el lulo no han sido determinadas, habiendo desde 2,0 m entre surcos por 2,0 m entre plantas para la zona de Antioquia y 1,6 m entre surcos por 1,2 m entre plantas

para el Valle del Cauca. En suelos con pendientes se debe tener en cuenta las curvas de nivel.

El trasplante se debe realizar en días nublados y con alta humedad. Es recomendable en este momento hacer una aplicación de Furadan granulado u otro nematicida, a razón de 20 g por planta dada la susceptibilidad del cultivo.

Es en esa etapa en donde se inician las labores de fertilización, ya que el suelo que se va a agregar al hoyo va mezclado con abono orgánico y algo de fertilizante compuesto. (Lobo et al. 1983).

2.1.4.2 Fertilización

Respecto a fórmulas y dosis es imposible establecer recomendaciones definitivas, pues todo depende de las condiciones del suelo y los cultivos anteriores en éste. Con un análisis de suelo confiable se puede sugerir algunos modelos de fertilización. (Lobo et al. 1983).

En general se debe aplicar materia orgánica, preferiblemente gallinaza al momento de la siembra, 1 o 2 kg por planta. Una vez iniciada la floración o sea al cuarto o quinto mes después

del transplante, se aplica un fertilizante rico en fósforo como el 13-26-6, el 10-30-10 o el 8-38-8 a razón de 50 g por planta; éste se aplica en corona a unos 30 cm de la planta y se incorpora. Según Wolf (1976), se recomienda usar fertilizantes ricos en fósforo por cuanto los suelos de las zonas productoras poseen una alta capacidad de fijación del elemento y en caso de deficiencia se retrasa la maduración del fruto, se presenta malformación de la semilla y se detiene el desarrollo de la planta.

A partir de esta primera aplicación se debe seguir fertilizando cada cuatro meses con el mismo tipo de fertilizante y en dosis crecientes hasta aplicar 150 g por planta, aumentando también la distancia de la planta a la cual se aplica.

Según García (1976), hay una alternativa, que es usando una mezcla de fertilizantes simples en vez del compuesto, a razón de 22 g de urea, 50 g de superfosfato y 21 g de sulfato de potasio, lo cual ha dado resultados muy satisfactorios en los cultivos de zona cafetera.

Según Lobo et al. (1983), los suelos de las zonas productoras son deficientes en Boro y Fósforo, creándose problemas serios en la maduración de los frutos, malformación de la semilla y retraso en el crecimiento de la planta.

2.1.4.3 Aporques

Rincón (1983) aconseja esta práctica porque favorece el anclaje, que en la propagación por estacas es una de las desventajas, al promover el brote de más yemas radiculares y mejora la aireación de las plantas. Se debe realizar 2 aporques: el primero a los 2 o 3 meses después del trasplante y el segundo en plena producción.

2.1.4.4 Poda

En el lulo se pueden practicar dos tipos de poda; la poda de formación y la poda de mantenimiento. La primera consiste en eliminar todos los brotes y hojas basales hasta una altura de 40 a 50 cm con el fin de prevenir formación de microclimas con excesiva humedad, y facilitar las demás labores culturales. La poda de mantenimiento consiste en eliminar hojas secas, brotes axilares que se encuentran en la parte central de la planta y que no son productivos para darle una mejor aireación y controlar la tasa fotosintética, teniendo en cuenta el sombrío y las condiciones nutricionales y de humedad del suelo.

2.1.4.5 Control de malezas

El cultivo del lulo no es muy exigente en cuanto a malezas se refiere, basta con hacer un plateo alrededor de la planta lo más superficial posible y hacer un control ya sea mecánico o químico entre surcos y entre plantas. (Calvo 1972).

2.1.4.6 Enfermedades

Las enfermedades más comunes según (Lobo *et al.* 1983) y que más pérdidas ocasionan en el cultivo del lulo son:

Pudrición de las ramas, el problema patológico de mayor importancia en el momento, causada por el hongo Sclerotinia sp, que ataca las ramas y algunas veces el cuello del tallo, produciendo vellosidades blancuecinas. Es fácil notar la presencia de esclerocios que son cuerpos ovalados y oscuros. El control consiste en cortar las ramas afectadas a 10 cm abajo del ataque y aplicando en el corte Brassicol en solución de 50 a 100 gr por 10 litros de agua.

Mancha de la hoja causada por hongos de los géneros Botrytis y Gloesporium. Se presenta cuando existe excesiva humedad en tiempos lluviosos, como manchas húmedas en la lámina foliar;

cuando existen ataques severos se requiere la aplicación de productos a base de Maneb 80 a razón de 4 gr por litro de agua.

Gota o Antracnosis de los frutos. El agente causal es el hongo Colletotrichum gloesporioides p. Consiste en manchas redondeadas de color oscuro y con el centro claro. Cuando el ataque es sobre frutos pequeños quedan atrofiados y adheridos al tallo; para su control se recomienda el uso de los fungicidas a base de Maneb 80 y también la eliminación y retiro de los frutos afectados.

Los nemátodos, el problema que ocupa el segundo lugar en cuanto a pérdidas se refiere, pertenecen al género *Meloidogyne*. Las hembras penetran en las raíces produciendo un engrosamiento en forma de agalla y favoreciendo el ataque de otros patógenos. Los síntomas se presentan más acentuadamente cuando los cultivos se encuentran en suelos arenosos, con pH ácidos y bajo contenido de materia orgánica. El síntoma más claro es la clorosis intervenal de las hojas y un marchitamiento generalizado, que a veces se puede confundir con deficiencia de calcio y con ataque de virus.

Se ha mencionado la posibilidad de recurrir a injertación de lulo sobre otras solanáceas que presenten resistencia o tolerancia de nemátodos, como es el caso del frutillo o friegaplatos Solanum torvum, Solanum hirtum, Solanum macrathum, Solanum verbascifolium, Solanum marginatum y Solanum mammosum.

A nivel del cultivo no se ha presentado ningún problema bacterial, como en la etapa de postcosecha, producido por la bacteria Erwinia sp. Existe un problema que se sospecha sea de origen viral, pero que aún no ha sido estudiado a fondo y por tanto no hay identificación exacta de su causa. Esta anomalía consiste en la detención del crecimiento de la planta, con síntomas típicos de enanismo. Las hojas se tornan amarillas y el follaje nuevo muestra engrosamiento de las venas con los limbos retorcidos y la floración disminuye hasta quedar completamente suspendida. (Lobo et al. 1983).

2.1.4.7 Plagas

En cuanto a plagas se refiere, se pueden citar la mosca de la fruta, Anastrepha sp, los perforadores del fruto, larvas de lepidópteros y el barrenador del tallo o picudo.

La mosca de la fruta es la que mayores daños ocasiona. El adulto deposita los huevos debajo de la epidermis del fruto y las larvas, una vez eclosionan los huevos, penetran para alimentarse de la pulpa.

Para su control son usados los cebos para adultos, colocados en

las ramas gruesas y los tallos. Estos son preparados mezclando melaza, Dipterex y agua.

Los perforadores del fruto, larvas de lepidópteros, ocasionan el mismo daño que los anteriores, con la única diferencia que los huevos son depositados sobre el fruto y una vez que eclosiona las larvas penetran el fruto. Para su control se recomienda la eliminación de los frutos atacados y la aplicación de los cebos. En última instancia se puede mencionar el barrenador del tallo, Faustinus sp, el cual penetra en las ramas y tallos, destruyendo el sistema vascular. Cuando el ataque es fuerte se observa un rajamiento de la corteza con posterior secamiento de la parte aérea.

Algo que es conveniente anotar es el gran número de hospedantes alternos como son las malezas, por lo cual adquiere gran importancia su control. (Dennis, 1986).

2.1.4.8 Producción

Lobo et al. (1983) consideran que La producción en el cultivo de lulo es muy dependiente de las condiciones climáticas y de manejo técnico en las que se desarrolle el cultivo.

Según Gattoni (1961), el lulo empieza a producir a partir de los 12 meses de sembrado, aún cuando hay plantas que sólo a partir de los 15 meses empiezan a producir. Zuluaga (1965) anota que se han llegado a registrar producciones de 40 ton/ha.año.

2.1.4.9 Cosecha

La cosecha se presenta escalonada a lo largo de 8 semanas antes de que se inicie la siguiente floración, por lo cual se dice que es continua a través del año. (Dennis, 1986).

2.2 Propagación asexual

2.2.1 Definición

La propagación asexual o vegetativa consiste en reproducir las características idénticas de una planta dada, mediante el uso de partes de ella ya sean flores, hojas, tallos o raíces, en los cuales no interviene la fusión de gametos. (Kester y Hartman 1986).

2.2.2 Importancia

Como la propagación vegetativa no implica cambio en la constitución genética, puesto que durante la división celular tiene lugar una duplicación exacta del sistema cromosómico, adquiere una gran importancia cuando se quiere perpetuar ciertas características agronómicas de determinada especie. Sin embargo, hay que tener en cuenta que los factores externos como clima y manejo influyen en el comportamiento de ésta y su aspecto. (Kester y Hartman, 1986).

La propagación asexual tiene su mayor aplicabilidad en las especies con alto porcentaje de heterocigosis (frutales) en los cuales son muy pocos los descendientes en los que permanecen dichas características favorables. (Thimann, 1950).

2.2.3 Ventajas y desventajas

Este tipo de propagación como se acaba de anotar, nos permite reproducir características deseables de ciertas plantas.

En algunas especies en que es imposible su propagación por semillas sexuales, ya que los frutos son formados partenocárpicamente, o sea sin existir la fecundación, es la única alternativa viable.

La facilidad con que se realiza la propagación vegetativa es una ventaja sobre la propagación sexual, ya que se está obviando problemas fisiológicos de las semillas como latencia, problemas sanitarios en la etapa de semillero y estamos reduciendo el tiempo que se gasta en obtener plantas en producción. (Kester y Hartman, 1986).

Los mismos autores anotan que dentro de las desventajas de este sistema de propagación se presenta una cierta deficiencia del sistema radicular en lo que a anclaje se refiere, lo cual se puede intentar corregir mediante el uso de sustancias promotoras del enraizamiento como son las auxinas. También se observa una menor vida útil de la planta que se puede sugerir es por la misma causa.

2.2.4 Tipos de propagación asexual

La propagación asexual se puede llevar a cabo por diferentes medios: estacas, acodos, injertos y micropropagación. Siendo tan extenso el tema y tan específico el trabajo, se hará referencia únicamente a la propagación vegetativa por estacas.

La propagación por estacas consiste en la creación de un nuevo sistema radicular, cuando se están usando estacas de tallo o estacas foliares ó la creación de un sistema foliar, cuando se

utilizan estacas de raíz para regenerar una nueva planta. (Thimann, 1950).

2.2.4.1 Tipos de estacas

Según Kester y Hartman (1986), se pueden obtener diferentes tipos de estacas clasificadas de acuerdo con la parte de la planta de la que se obtengan. Estacas de tallo, que pueden ser de madera dura, semidura y suave. Estacas de hoja. Estacas de hoja y yema. Estacas de raíz.

Las estacas de raíz no son muy comunes por cuanto en el desarrollo de la nueva planta se deben formar tallos adventicios y también raíces adventicias.

Lo mismo ocurre con las estacas de hoja y las estacas de hoja y yema. Es por ésto que este tipo de estacas sólo es usado en algunas plantas ornamentales y por ésto no se profundizó en su estudio.

La propagación por medio de estacas de madera dura es una de las menos costosas y de mayor facilidad. Las estacas son fáciles de preparar, no son muy perecederas, pueden ser enviadas a grandes distancias sin deshidratarse y no requieren equipo especial para su enraizamiento. Algunas de las plantas que se propagan por este

medio son: el brevo, el olivo, la morera, la vid y algunos ciruelos. (Hartman, Griggs y Hansen 1963).

Estas estacas se preparan de 20 a 30 cm de longitud, con por lo menos 2 nudos; el corte en la base es recto y debajo de un nudo y el corte superior es inclinado cuando lo hay. Se puede obtener 3 tipos de estaca de madera dura, dependiendo de la experiencia del propagador: estacas de mazo las cuales incluyen una pequeña sección de tallo de madera más vieja; estacas de talón que incluyen una porción de madera vieja y las estacas rectas que no incluyen madera vieja y que de acuerdo con Calvo (1972) son las más usadas.

Las estacas de madera semidura se cortan de unos 15 cm de largo reteniendo las hojas en la porción superior pero removiendo las inferiores. Para reducir la transpiración se deben propagar en un ambiente saturado de humedad y generalmente son extraídas de las partes terminales de las ramas.

Según Hartman, Griggs y Hansen (1963), las estacas de madera suave son el mejor material, por cuanto responden bien a los tratamientos químicos y mecánicos, son fáciles de propagar y son las de más rápido enraizamiento.

2.2.4.2 Factores internos

Estos factores se refieren a las condiciones que posee el material antes de ser extraído de la planta madre.

2.2.4.2.1. Nutrición

El estado nutricional de la planta es fundamental, puesto que el contenido de carbohidratos en el material vegetal promueve o no el enraizamiento y a mayor contenido de compuestos nitrogenados, menor será el porcentaje de estacas enraizadas y mayor el tiempo en que enraicen.

Existe un método para seleccionar el material en cuanto a contenido de carbohidratos se refiere y consiste en la inmersión del corte de la estaca en una solución de yodo y al observar la coloración que adquiere el corte nos indica el contenido de almidones; a mayor tinción mayor será el contenido de carbohidratos. (Gardner, 1941).

El mismo asegura que el material a recolectar debe tener un balance entre el nitrógeno inorgánico y el contenido de carbohidratos, ya que una estaca rica en nitrógeno inorgánico y con bajo contenido de carbohidratos tiene buen crecimiento pero con un enraizamiento pobre y, lo contrario, alto contenido de carbohidratos y muy bajo nitrógeno tiene un buen enraizamiento pero el crecimiento de la estaca es lento y poco vigoroso.

De lo anterior se puede deducir que una planta con deficiencias nutricionales también presentará deficiencias en el contenido de importantes reguladores de crecimiento, como auxina, en el caso del enraizamiento de estacas.

2.2.4.2.2. Edad de la planta

Hay una relación definida entre la madurez de los tejidos de una estaca y la facilidad con la cual ésta forma la raíz. Si la estaca es blanda e inmadura, ésta decae con mayor facilidad por la transpiración y es más susceptible al marchitamiento y si el tejido es viejo y maduro, se requiere un período mayor para un enraizamiento satisfactorio. (Gardner, 1929).

Los propagadores prácticos saben que cierta clase de plantas pueden crecer bien a partir de estacas que representan cierto estado de madurez y que otra clase puede crecer a partir de aquellas que presenten un estado completamente diferente. Específicamente algunas plantas crecen bien a partir de estacas semileñosas y muestran diferencias en la respuesta de estacas terminal y subterminal; otras crecen bien a partir de estacas basales con tejidos que son mas maduros. También hay plantas que enraizan más fácilmente a partir de estacas de tacón y de mazo

en las que se incluye madera de dos años. La uva y ciertas ciruelas crecen bien a partir de estacas leñosas de un año.

2.2.4.2.3 Presencia de hojas

Es de singular importancia la presencia de hojas en las estacas de madera suave, debido a que éstas son las encargadas de traslocar el contenido hormonal que se encuentra en las partes más jóvenes de la estaca, y a su vez, producir carbohidratos que van a favorecer enraizamiento. El tamaño de las hojas presentes debe ser controlado con el fin de no aumentar la tasa de transpiración y favorecer la deshidratación de la estaca.

2.2.4.3 Factores externos

Se consideran factores externos aquellos que por medio de su manejo se pueden obtener las condiciones ambientales óptimas para el enraizamiento de estacas de determinadas especies.

2.2.4.3.1 Humedad

Este factor es el de mayor importancia, especialmente si se trata de estacas de madera suave, ya que garantizando una humedad relativa alta se evita la desecación del sustrato. Se disminuye la temperatura de las hojas y la deshidratación de la estaca, por cuanto el diferencial de tensión de vapor entre la estaca y el medio se está disminuyendo al máximo. (Gardner, 1941).

2.2.4.3.2 Temperatura

La temperatura juega un papel muy importante en la propagación por estacas, debido a que acelera las reacciones químicas que desencadenan la formación del callo, el cual a su vez evita la deshidratación y la diferenciación de las células meristemáticas que van a dar lugar a los primordios radicales.

Es conveniente mantener la temperatura del sustrato un poco más alta que la temperatura de la parte aérea sobre la cama de enraizamiento, más o menos 3 a 4 grados por encima, para así obtener un desarrollo radicular primero que el crecimiento de la parte aérea, de lo contrario la estaca comenzaría a gastar las reservas de carbohidratos antes de empezar a absorber nutrientes. (Hartman, 1963).

2.2.4.3.3 Luz

Así como anteriormente se anotó la importancia de la presencia de hojas en las estacas de madera suave, es igualmente importante la luz, por cuanto es la energía usada para realizar la fotosíntesis. (Kester y Hartman, 1985).

2.2.4.3.4 Sustrato

Existen muchos medios usados como sustrato para el enraizamiento de estacas. Estos van desde los que tienen una alta retención de agua, como la arena fina, hasta los que presentan una gran aireación dependiendo de la especie que se quiera propagar. Dentro de éstos podemos mencionar la arena ordinaria de construcción, la vermiculita, la escoria, el musgo y las cascarillas, encontrándose también mezclas en diferentes proporciones de estos materiales.

Para hacer una recomendación se debe tener en cuenta como primera medida, la especie a propagar, debido a que hay algunas más susceptibles a los excesos de humedad que otras y también con mayores o menores requerimientos de aireación. También es importante la temperatura a la cual se va a propagar para no correr riesgos de desecación del medio. (Carlson, 1966).

2.2.4.3.5 Tratamiento

Muchas propiedades de los productos químicos han sido utilizadas en el empeño por inducir la formación de raíces en especies de difícil enraizamiento o para incrementar el número, la longitud o el diámetro de las raíces en las especies de fácil enraizamiento. En épocas anteriores se usaron sustancias como el permanganato de potasio, el vinagre y soluciones de caña de azúcar, como iniciadores de raíz. Ya más recientemente se vienen usando los reguladores de crecimiento como son el ácido-indol-acético, el ácido-indol-butírico y el ácido-naftalen-acético, que según Salisbury y Ross (1985), los dos últimos son más eficaces comparados con el ácido-indol-acético, porque éste es producido por las plantas que a su vez sintetizan la enzima (indol-acetasa) que se encarga de oxidar el ácido reduciendo su permanencia en la estaca.

En contraste con el movimiento de azúcares, iones y ciertos solutos, el ácido-indol-acético usualmente no es transportado a través del floema y tampoco del xilema (Jacobs, (1979).

Salisbury y Ross (1985) anotan que el transporte del ácido-indol-acético dentro de las plantas presenta diferentes rasgos a saber: primero, el transporte es lento, aproximadamente 1 cm/hora en tallos y raíces; segundo, este transporte es polar, siempre ocurriendo en tallos en forma basipétala y en las raíces en forma acropétala y; tercero, este movimiento requiere de

energía metabólica, como es evidenciado por la habilidad del ATP de sintetizar inhibidores ó necesitar de oxígeno para bloquearlo. Otros fuertes inhibidores del transporte polar son el ácido-2-3-5-tridobenzoico (TIBA) y el ácido-naftiltalámico (NPA), aún cuando estos dos interfieren con el transporte polar pero no con la energía metabólica. Estos últimos son los llamados antiauxinas.

Ensayos han mostrado que el uso de altas concentraciones por encima de 10^{-10} M, inducen una inhibición del enraizamiento por lo cual no todas las especies requieren de la misma concentración de hormonas exógenas.

Según los autores anteriormente citados esta inhibición es provocada en parte porque todos los tipos de auxinas estimulan muchas formas de producción de etileno por parte de las células, especialmente cuando son aplicadas altas cantidades de la auxina, que retarda la elongación de tallos y raíces.

Existe la posibilidad de aplicar inhibidores de producción de etileno para mejorar el efecto que tiene el ácido-indol-acético en el enraizamiento; sin embargo, Salisbury y Ross (1985) anotan que raíces intactas podrían indicar más rápido crecimiento cuando son suministradas con hormonas exógenas, en concentraciones tan altas como 10^{-10} M, que las suministradas con inhibidores de producción de etileno.

Varios métodos de aplicación de las hormonas a las estacas han sido usados. Uno de los métodos es el de inmersión lenta en solución de baja concentración, un periodo de 24 horas en una solución de 5 a 500 ppm de la hormona. Y el otro es inmersión rápida en solución concentrada, 5 a 30 segundos con solución de 500 a 10.000 ppm. (Kester y Hartman, 1986).

2.2.4.4 Aspectos fisiológicos

Las auxinas primeramente actúan acelerando el alargamiento celular y éstas se forman en los meristemas apicales, yemas que se abren, hojas tiernas, flores, inflorescencias y pedúnculos. También el crecimiento secundario o aumento en grosor de los tallos es provocado por éstas. En este caso el sitio de producción es el cambium o estrecha zona meristemática. (Bidwell, 1979).

La actividad de las auxinas depende mucho de su concentración; según la figura 1: la concentración óptima para la formación de raíces es de 10^{-10} molar. Cuando se eleva a 10^{-8} es de esperar la inhibición. Esta actividad también está estrechamente relacionada con el órgano en donde actúa, por ejemplo, la concentración óptima para el crecimiento del tallo tiene acción inhibitoria para el crecimiento de las raíces.

La acción de las auxinas está extensamente determinada, empleándose, en producción de raíces en esquejes, prevención de la caída de las hojas y fruto, inhibición de yemas en plantas de semillero, producción de frutos partenocárpicamente, regulación de la floración, entre otras. (Bidwell, 1979).

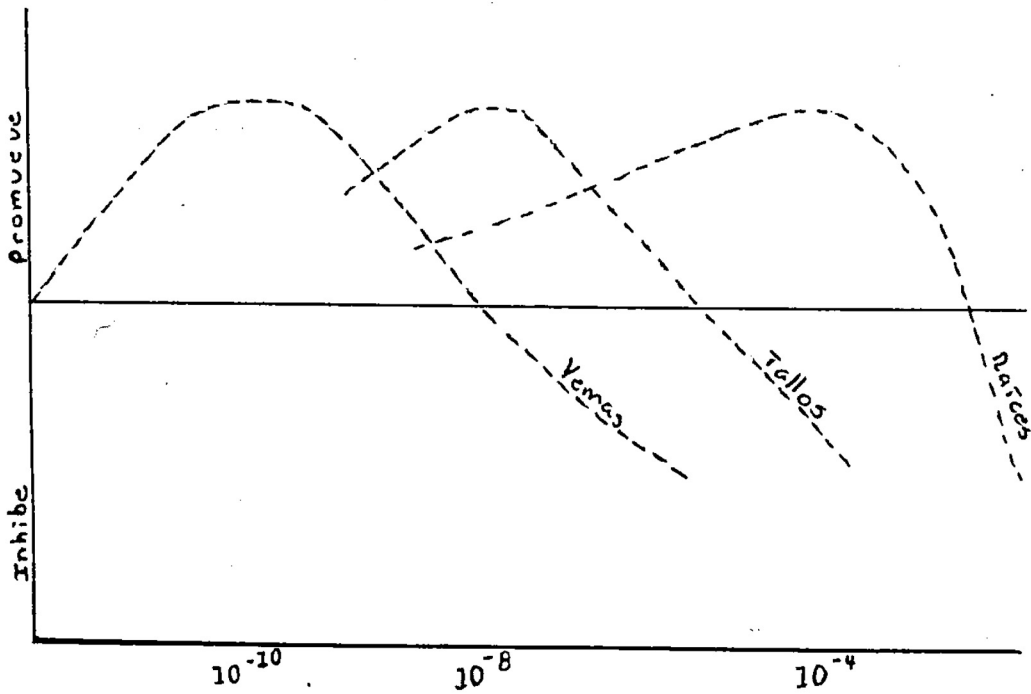


Figura 1 Efecto de la concentración de auxina según el órgano en donde lo ejerce.

3. MATERIALES Y METODOS

3.1 Localización

Los ensayos fueron llevados a cabo en los invernaderos ubicados en la Facultad de Agronomía de la Universidad Nacional en Bogotá, a 2.650 m.s.n.m. y una temperatura ambiental de 15 C. Más exactamente en las camas de enraizamiento allí instaladas, las cuales tienen las siguientes características:

Largo: 15 m

Ancho: 1 m

Altura: 30 cm

Ubicación: elevadas del suelo

Material: concreto

Riego: microaspersores a 90 cm de la superficie

Area usada: 8 m².

3.2 Materiales

3.2.1 Materiales de laboratorio

Pipetas aforadas

Probetas aforadas

CIENCIA AGRONÓMICA
EN BOGOTÁ

Erlen Meyers

Frascos

Balanza electrónica

Estufa

3.2.2 Materiales de Campo

Tijeras

Baldes

Bolsas de polietileno

Termómetro

Higrotermógrafo

Material fotográfico

Regla plástica

Micrómetro

Bisturi.

3.2.3 Material vegetal

El material vegetal utilizado fué recolectado en la zona productora de Tibaná, Boyacá, ubicada a 2.100 msnm, una temperatura de 18°C y una humedad relativa aproximada de 40% de plantas con un normal desarrollo, en ya producción, con un manejo técnico del cultivo óptimo, incluyendo riego por goteo y con las siguientes características:

Ubicación: Terminales

Longitud: 20 cm.

Diámetro: 1,5 cm.

Consistencia: Firme y quebradiza.

Es de anotar que las estacas presentaban flores, que durante el tiempo de enraizamiento se descomponían y se caían solas, las estacas que tenían hojas grandes fueron arregladas de modo que la evapotranspiración no fuera excesiva, sin eliminar totalmente las hojas ni la yema apical. Según Salisbury y Ross (1985), en muchos casos el remover las yemas apicales y las hojas más pequeñas significa una reducción en el número de raíces laterales.

Fueron eliminadas las hojas más grandes, se recortó el último par de hojas cuando presentaban un área mayor a 5 cm² cada una aproximadamente. Para esto se utilizó un molde de papel como referencia.

3.2.4 Reactivos

Agua destilada

NaOH 0.1 N.

Acido naftalen-acético (ANA) *

Acido indol-butírico (AIB)

Formol 5%

3.3. Métodos

El ensayo se estableció con un diseño experimental completamente al azar con repeticiones, con 60 estacas en total, distribuidas entre 10 tratamientos, incluidos los dos testigos en los dos sustratos, (Escoria y cascarilla de arroz), (Tabla 1). El ensayo fue repetido en el tiempo sin variaciones en la metodología.

Para cada uno de los tratamientos se realizaron 3 repeticiones, cada una de ellas con 2 estacas, quedando así con 6 estacas cada tratamiento.

Los tratamientos que fueron evaluados consistieron en la combinación de las 3 variables, a saber:

Tabla 1: Tratamientos evaluados en el enraizamiento de estacas de lulo.

Tratamiento	Hormona	Dosis (ppm)	Sustrato
1	ANA	500	cascarilla
2	ANA	1500	cascarilla
3	ANA	500	escoria
4	ANA	1500	escoria
5	AIB	500	cascarilla
6	AIB	1500	cascarilla
7	AIB	500	escoria
8	AIB	1500	escoria
9	---	---	cascarilla
10	---	---	escoria

Las estacas fueron recolectadas en condiciones de alta humedad, se desinfectaron con solución de benlate (1g/litro) y se transportaron envueltas en papel periódico humedecido con la misma solución, empacadas en bolsas de polietileno.

Una vez en el sitio a sembrar, las estacas fueron arregladas hasta conseguir las características anteriormente anotadas. Con el fin de controlar mejor la temperatura y la humedad relativa, que para los ensayos realizados fueron de 22 y 85% respectivamente, se construyó una protección sobre las camas de enraizamiento.

Los sustratos que se utilizaron fueron los que se encontraban en las instalaciones de los invernaderos. La escoria fue clasificada con un tamiz de 4 mm de diámetro y se hizo su desinfección con formol al 5%, lo mismo que la cascarilla.

El formol se aplicó con una regadera manual de 10 lts y luego de la aplicación se cubrió la superficie de la cama con plástico que se retiró a los 15 días para realizar un lavado con agua limpia.

Para elevar la humedad relativa a 85%, se programaron 4 horas de nebulización, dos entre las 10 am y las 12 m y otras dos de la 1 pm a las 3 pm, ya que fué imposible prolongar más los tiempos de aplicación. La preparación de las hormonas se realizó

disolviéndolas en NaOH y luego con agua destilada se llevó a sus respectivas concentraciones, preparando 50 cc de cada solución.

El método de aplicación utilizado fué inmersión rápida durante 30 segundos, dejando reposar por 1 minuto y luego colocadas en los sustratos a evaluar, según la disposición al azar, como se observa en la Figura 1.

Figura 2. Ubicación de los tratamientos en las camas de enraizamiento.

Cascarilla	Escoria
T1 R1	T3 R1
T6 R1	T7 R1
T5 R1	T4 R1
T1 R2	T3 R2
T2 R1	T8 R1
T5 R2	T10 R1
T1 R3	T4 R2
T6 R2	T8 R2
T9 R1	T7 R2
T6 R3	T3 R3
T2 R2	T7 R3
T9 R2	T4 R3
T5 R3	T8 R3
T2 R3	T10 R2
T9 R3	T10 R2

T = tratamiento

R = repetición

Los parámetros fisiológicos que se tuvieron en cuenta para evaluar el enraizamiento fueron:

- Número de raíces primarias: Se extrajeron cuidadosamente una por una las estacas del sustrato, fueron lavadas en un balde con agua limpia para evitar dañar las raíces y mediante observación visual fueron contadas todas las raíces primarias presentes.
- Longitud: Luego de realizar el conteo, se seleccionaron las tres raíces primarias más largas y se procedió a medir su longitud en cm con una regla plástica.
- Diámetro: Usando un micrómetro se tomó el diámetro de las mismas tres raíces en milésimas de pulgada y se hizo su conversión a mm, multiplicando por 25,4.
- Número de raíces secundarias: Habiendo tomado las anteriores medidas se procedió a contar el número de raíces secundarias en las mismas tres raíces.
- Peso seco: Por último se recortaron cuidadosamente todas las raíces presentes y se empacaron individualmente por estacas en sobres de papel y fueron llevadas a la estufa a 105 C por un tiempo de 24 horas. Al cabo del cual se procedió a registrar su peso en mg.

Es de anotar que esta última variable se registró únicamente en el 2do. ensayo.

Estos parámetros fueron evaluados a los 50 dds (días después de sembrados) tomando las 2 estacas de muestra para cada repetición de cada tratamiento.

3.4. Análisis estadístico

Se realizaron los análisis de varianza del diseño completamente al azar para todas las 5 variables en cada uno de los ensayos independientemente. (Anexos 1 a 9). Luego se hicieron comparaciones ortogonales para cada parámetro medido en cada uno de los 2 ensayos realizados. (Anexos 10 y 11).

Seguidamente se practicó una prueba de homogeneidad de varianzas entre los 2 ensayos, usando los cuadrados medios de los errores de cada ensayo para combinar los dos ensayos en un solo análisis estadístico. Tabla 2.

Tabla 2. Pruebas de homogeneidad de varianzas.

Variabes	cm /cm	FC	FT	
Número RI	16,18/8,66	1,86	2,94	NS
Longitud	5,16/3,36	1,52	2,94	NS
Diámetro	0,26/0,19	1,39	2,94	NS
Número RII	161,58/138,72	1,16	2,94	NS

NS Diferencia no significativa

Una vez encontradas diferencias no significativas en las variables entre los dos ensayos, se procedió a hacer un análisis de varianza combinado de los dos ensayos para cada variable. (Anexos 12 al 15.)

Como pruebas de significancia se realizaron las mismas pruebas ortogonales anteriormente realizadas para los parámetros en cada ensayo individualmente, esta vez, con los datos del análisis de varianza combinado. (Anexo 16.)

Luego de realizar el análisis estadístico de las variables, número de raíces primarias, longitud de raíces primarias, peso seco, diámetro de raíces primarias y número promedio de raíces secundarias, se encontraron los resultados que se enumeran a continuación.

4. RESULTADOS Y DISCUSION

4.1. Número de raíces primarias

La Tabla 3 muestra los valores promedios para cada uno de los tratamientos y los promedios generales de los sustratos, las hormonas y las dosis. Se observa claramente que las estacas colocadas a enraizar en escoria presentaron un número de raíces primarias 4,5 veces mayor que las colocadas en cascarilla de arroz. Esto posiblemente se debe a la diferencia en cuanto a retención de agua se refiere por parte de los dos sustratos, lo que permite que las estacas enraizadas en escoria permanezcan bajo una humedad más constante. Según Kester y Hartman (1986), la retención de humedad por parte del sustrato es definitiva en la diferenciación de las células meristemáticas que van a convertirse en los primordios radicales.

En el Perú, San Martín y Morin (1968), usando estacas de naranjo Valencia y Mandarinero Cleopatra, encontraron que el número de raíces se incrementa en la medida en que sean puestas bajo permanente nebulización.

En nuestro estudio también se observó que inicialmente las estacas colocadas en escoria presentaron mayor formación de callo. En este sentido, Hartman, Griggs y Hansen (1963) afirman que la formación de callo no está relacionada directamente con la formación de raíces y, Según Esau (1965), la formación de callo es una respuesta de cicatrización y se presenta en sustratos con retención de humedad alta.

La misma Tabla 3 muestra que la aplicación de AIB aumentó en 3 veces el número de raíces primarias respecto del testigo y 2 veces respecto de la aplicación de ANA. Por otra parte, la dosis de 1500 ppm de AIB presentó resultados significativamente más altos que la dosis de 500 ppm.

Para Kalil y Suárez (1988), el AIB aplicado en dosis de 2000 ppm presentó el mejor efecto en el enraizamiento de Feijoa (Acca Selowiana (Berg) Burret). Pero cuando aplicaron ANA y AIB en dosis de 3000 ppm, ANA obtuvo mejores resultados que AIB medidos en número de raíces, longitud y diámetro.

En India, Sen y Bose (1962), obtuvieron resultados favorables al tratar estacas de limón real con AIB, en relación a las tratadas con ANA, AIA y los testigos.

TABLA 3. Numero promedio de raices primarias en estacas de lulo 50 a los dds tratadas con dos hormonas a dos dosis y en dos sustratos.

H O R M O N A	DOSIS ppm	S U S T R A T O		P R O M E D I O S	
		Cascarilla	Escoria		
T E S T I G O S		3,83	10,5		7,16 c
Acido	500	2,33	14,83	8,58	9,66 b
Naftalen-acético	1500	5,66	15,83		10,74
Acido	500	7,83	24,83	16,33 b	21,53 a
Indol-butírico	1500	5,83	47,66		26,74 a
P R O M E D I O S		5,09 ^b	22,7 ^a	12,45	37,49

4.2 Longitud de raíces primarias

El crecimiento de raíces primarias, medido a través de la longitud de las mismas, se estimuló significativamente cuando las estacas tratadas fueron colocadas en escoria (Tabla 4). En efecto, la longitud radical de las estacas enraizadas en escoria es aproximadamente el doble de la obtenida con las estacas en cascarilla.

Una buena humedad en el medio de enraizamiento permite que las células del callo mantengan un turgor adecuado para diferenciarse, elongarse y dividirse, lo que permite una emergencia rápida de raíces con un crecimiento longitudinal acelerado (Bidwell, 1979). Según Infante y Borrero (1988), en su trabajo sobre propagación por estacas en Pitahaya, la diferencia en el crecimiento longitudinal de las raíces se debió, entre otras causas, a la retención de humedad de los sustratos.

De igual manera, el crecimiento radical de las estacas de lulo se favorece con la aplicación de 1500 ppm de AIB, tratamiento que produce una longitud de raíces significativamente superior al tratamiento con ANA y al testigo. A su vez, ANA reportó mejores resultados que el testigo. (Kalil y Suárez 1988) encontraron que AIA a la dosis de 1000 ppm fué el mejor tratamiento en el enraizamiento de Feijoa (Acca selowiana (Berg) Burret) seguido por ANA y AIB.

TABLA 4. Longitud promedio en cm. de raíces primarias de estacas de lulo tratadas con dos hormonas a dos dosis y en dos sustratos a los 50 días.

HORMONA	DOSIS ppm	S U S T R A T O		P R O M E D I O S	
		Cascarilla	Escoria		
T E S T I G O S		3,45	3,61		3,53 c
Acido	500	3,93	3,74	3,83	3,89 b
Naftalen-acético	1500	2,151	5,76		3,95
Acido	500	3,36	7,25	5,3 b	
Indol-butirico	1500	5,79	11,87		8,83 a
P R O M E D I O S		3,72 ^b	6,4 ^a	4,57	6,39
					7,06 a

4.3 .Peso seco

Como se puede observar en la Tabla 5, el peso seco radical obtenido por las estacas colocadas a enraizar en escoria alcanzó a ser un poco más de tres veces el logrado por las estacas en cascarilla. Este sustrato definitivamente presenta condiciones óptimas para el enraizamiento de las estacas de lulo debido a que, además de esta variable, el número de raíces primarias y la longitud también estuvieron favorecidas. Un incremento en peso seco radical significa que las raíces se están desarrollando en un ambiente adecuado (sustrato) y que la parte superior de la estaca reinicia su metabolismo y les envía nutrimentos y metabolitos para así estimular su crecimiento y acumulación de reservas (Bidwell 1979).

El tratamiento con AIB produce un peso radical de 56.34 mg a los 50 dds, el cual es significativamente mayor que el tratamiento con ANA que obtiene 34.38 mg y el testigo con 12.26 mg. Esta superioridad de AIB se debe fundamentalmente a que su dosis de 1500 ppm estimula tanto el crecimiento como el desarrollo de las raíces de las estacas de lulo induciendo rápida diferenciación y elongación si se compara con la dosis de 500 ppm. Dosis mayores a 1500 ppm de esta hormona aplicadas a estacas de lulo es posible que aumenten el peso seco radical aún más, pero habría que entrar a analizar los costos de este tipo de tratamientos.

Con dosis mayores a 3000 ppm de AIB diferentes investigadores han obtenido respuestas contradictorias de tal manera que en algunas especies se causa incremento mientras que en otras se causa reducción (Erickson y Bitters 1953; Ford 1957).

TABLA 5. . Peso seco promedio en mg de las raíces de estacas de lulo tratadas con dos hormonas a dos dbsis y en dos sustratos 50 dds.

H O R M O N A	D O S I S ppm	S U S T R A T O		P R O M E D I O S		
		Cascarilla	Escoria			
T E S T I G O S		1,93	22,6			12,26 c
Acido ^r	500	10,25	58,45	34,35		34,38 b
Naftalen-acético	1500	26,11	42,71		34,41	
Acido	500	24,98	50,25	37,61 b		
Indol-butirico	1500	19,49	130,66		75,07 a	56,34 a
P R O M E D I O S		16,55 ^b	60,93 ^a	35,98	54,74	

4.4. Diámetro de raíces

En la Tabla 6 se presentan los promedios del diámetro de las raíces primarias en mm. Como allí se observa, no se encontraron diferencias significativas ni entre hormonas ni entre dosis. Sin embargo, el comportamiento radical en los dos sustratos fué significativamente diferente. De nuevo, la escoria asegura un mejor enraizamiento, permitiendo que las raíces aumenten su diámetro. Es de suponerse que el ambiente húmedo propiciado por este sustrato mantenga en actividad permanente las células, las cuales al multiplicarse aumentan el tamaño de la raíz (Kester y Hartman, 1986).

4.5 Número de raíces secundarias

Los resultados medidos con esta variable ratifican una vez más las diferencias encontradas entre los dos sustratos utilizados en el presente estudio. En escoria fueron el doble de los de cascarilla y el número de raíces secundarias definitivamente es estimulado con la aplicación de hormonas. Para este caso, no hay diferencias significativas entre las dos hormonas, pero si entre éstas y el testigo en magnitud de hasta 3 veces el número de raíces secundarias como se observa en la Tabla 7. La producción de raíces secundarias se da en la medida en que el desarrollo y

TABLA 6. Diámetro promedio en mm de raíces primarias de estacas de lulo tratadas con dos hormonas a dos dosis y en dos sustratos 50 dds.

HORMONA	DOSIS ppm	S U S T R A T O		P R O M E D I O S	
		Cascarilla	Escoria		
T E S T I G O S		0,89	1,28		1,085
Acido "	500	1,246	1,413	1,329	1,245
Naftalen-acético	1500	1,19	1,132		1,161
Acido	500	1,098	1,233	1,165	1,181
Indol-butirico	1500	1,196	1,2		1,198
P R O M E D I O S		1,124 ^b	1,251 ^a	1,247	1,179

COMUNIDAD AGRICOLA
DE COLOMBIA

metabolismo de las raíces primarias sea óptimo y exista un buen balance con la parte aérea (Bidwell 1979).

En este experimento, el tratamiento hormonal y la escoria como sustrato facilitan y estimulan este tipo de relaciones durante el enraizamiento de las estacas. En términos generales, la aplicación de hormonas y especialmente de AIB a la dosis de 1500 ppm promueven el enraizamiento de estacas de lulo colocadas en un sustrato como escoria. Sin embargo, sería recomendable realizar trabajos posteriores teniendo en cuenta la temperatura del sustrato. Ford (1957) concluye que una temperatura de 32 C del sustrato es la óptima para este tipo de ensayos, mientras que Hartman y Kester (1986) señalan el óptimo en 21 C. Este estudio sólo pudo mantener una temperatura de 18 C. Lo que se conseguiría con el manejo de este factor sería básicamente disminuir el tiempo de enraizamiento y permitir prolongadas utilizaciones del mist o nebulizador aumentando así la humedad relativa.

TABLA 7. Número promedio de raíces secundarias de estacas de lulo tratadas con dos hormonas a dos dosis y en dos sustratos 50 dds.

HORMONA	DOSIS ppm	S U S T R A T O		P R O M E D I O S	
		Cascarilla	Escoria		
T E S T I G O S		7	19,16		13,38 b
Acido	500	36,16	49,86	43,01	33,45 a
Naftalen-acético	1500	10,32	37,49		23,9
Acido	500	15,58	58,85	32,21	42,42 a
Indol-butirico	1500	47,66	57,60		52,63
P R O M E D I O S		23,34 b	44,58 a	37,61	38,26

5. CONCLUSIONES

Del presente estudio se puede concluir lo siguiente:

1. El enraizamiento de estacas terminales de lulo se puede estimular con la aplicación de hormonas y utilización de un sustrato que retenga una alta humedad.
2. De las dos hormonas utilizadas en la presente investigación, el ácido-indol-butírico a la dosis de 1500 ppm fué el que mejores resultados obtuvo respecto de las variables número de raíces primarias, longitud de raíces primarias y peso seco de las raíces.
3. Se demuestra claramente que la escoria es el mejor sustrato para el enraizamiento de estacas terminales de lulo si se compara con cascarilla de arroz. Todas las variables de respuesta medidas en los dos experimentos mostraron diferencias significativas a este factor.
4. Se recomienda realizar ensayos tendientes a determinar no sólo la temperatura óptima del sustrato sino la relación de

ésta con la del ambiente para disminuir sensiblemente el tiempo de enraizamiento de este tipo de estacas en lulo.

COMISIÓN AGROPECUARIA
DE CHILE

6. RESUMEN

Dos ensayos fueron llevados a cabo en los invernaderos de la Universidad Nacional de Colombia en Bogotá, con el propósito de evaluar el enraizamiento de estacas de lulo.

Utilizando el ácido-indol-butírico y el ácido-naftalen-acético en las dosis de 500 y 1500 ppm, se colocaron a enraizar en escoria y cascarilla de arroz como sustratos, 60 estacas distribuidas en 10 tratamientos, tomando como parámetros fisiológicos: el número de raíces primarias, el peso seco radicular, la longitud y el diámetro de raíces primarias y el número de raíces secundarias.

El diseño estadístico utilizado fué completamente al azar con 3 repeticiones usando como pruebas de significancia comparaciones ortogonales. Una vez realizado dicho análisis estadístico, se pudo concluir lo siguiente: la escoria fué el sustrato que ofreció las mejores condiciones para el enraizamiento de este tipo de estacas y las estacas tratadas con el ácido-indol-butírico en la dosis de 1500 ppm y colocadas en escoria, fué el mejor tratamiento presentando el doble del enraizamiento obtenido con los demás tratamientos según los parámetros medidos.

7. SUMMARY

In the green houses of the National University of Colombia in Bogotá, there have been carried out two experiments to evaluate the rooting of Solanum Quitoense L, cuttings.

With the indol-acetic-acid and naftalen-acetic-acid in two doses, 500 and 1500 ppm, 60 cuttings distributed in 10 treatments were placed in scum and rice shell as soil, taking as physiological parameters the number of primary roots, the roots dry weight, the length and diameter of the primary roots, the number of secondary roots.

The statistical design used was a random model with three repetitions with ortogonal comparisons. After this analysis the results showed that the best treatment used was the application of indol-butiric-acid to the cuttings in doses of 1500 ppm placed in scum and this soil showed the best conditions for rooting of this kind of cuttings.

8. BIBLIOGRAFIA

1. BIDWELL, R. G. S. 1979. Fisiología vegetal Iera. Ed. en español. AGT editor.
2. CALVO, D. O. 1972. El lulo y su cultivo. Revista ESSO Agrícola (Colombia) Vol. 23, No. 2, p. 16-20.
3. CARLSON, R. F. 1966. Factor influencing root formation in hardwood cuttings of fruit trees, Mich. Quart Bul, 48.
4. DAVILA, S. H. RITO Y E. ALBORNOZ 1972. El cultivo del lulo o naranjilla. Revista El Agro (Ecuador). Vol. 16, No. 3, p 25-26.
5. DENNIS, F. G. et al. 1986. El lulo o naranjilla. Un cultivo que produce ingresos para el pequeño agricultor en Colombia y Ecuador. Revista Horticultura Moderna. 2a. edición. Marzo.
6. ERICKSON, L. C. y W. P. BITTERS 1953. Effects of various plant growth regulators on rooting of cutting of citrus and related species. Amer. Soc. Hort. Sci. Proceedings. G1.

7. ESAU, K. 1965. Plant anatomy. 2a. Ed. New York. John Wiley and Sons, Inc.
8. FORD, H. W., 1957 A method of propagating citrus root stocks clones by leaf cutting. Amer. Soc. Hort. Sci. Proceedings. 69.
9. GARCIA, F. 1976. El cultivo del lulo en la zona cafetera Colombiana. Revista cafetera (Bogotá). V. 17, No. 142.
10. GARCIDUENAS, M. R. 1982. Fisiologia Vegetal Aplicada. 2a. Ed. McGraw Hill, México.
11. GARDNER, E. J. 1941. Propagation under mist. Amer. Nurs. 73 (9).
12. GARDNER, F. E. 1929. The relationship between tree age and the rooting of cuttings. Proc. Amer. Soc. Hort. Sci. 26.
13. GATTONI, L. A. 1961. La naranjilla o lulo. Revista Agricultura Tropical (Colombia). Vol. 17, No. 4, p 218.
14. HARTMAN, H. T., W. H. GRIGGS y C. J. HANSEN 1963. Propagation of ownrooted old home and Barlett pears to produce trees resistant to pear decline. Proc. amer. Soc. Hort. Sci. 82.

15. HEISER, Jr. C. B. 1968. Some Ecuatorian and Colombian solanums with edible fruits. *Ciencia y Naturaleza (Ecuador)*. Vol. 11, No. 1, p 3-9.
16. HODGE, W. H. 1947. Utilization Abstracts, Naranjilla. *Economic Botany*. Vol. 1, No. 4, p. 414.
17. INFANTE, S. y G. BORRERO 1988. Evaluación de la propagación por estacas y del efecto en brotación de las podas de formación en Pitahaya (Cereus triangularis H.) Facultad de Agronomía, Universidad Nacional (Bogotá), p. 150.
18. JACOBS, W. P. 1979. Plant Hormones and plant development. Cambridge University Press. Cambridge, England.
19. KALIL, C. y R. SUAREZ 1988. Propagación por esquejes en Acca selowiana B. Facultad de Agronomía, Universidad Nacional. (Bogotá) p. 56.
20. KESTER, D. E. y H. T. HARTMANN 1986. Propagación de plantas, principios y prácticas. CECSA (México) p. 814.
21. LOBO, A. M. et al. 1983. El cultivo del lulo o naranjilla. ICA Informa. Vol 17, No. 1. Marzo pp 10-21.

22. LOPEZ, A. 1974. El cultivo del lulo. Revista ESSO Agrícola (Colombia). Vol. 20, No. 3, pp. 20-28.
23. McCANN, L. P. 1948. El lulo una fruta tropical de fácil cultivo. Agricultura Tropical (Colombia). Vol. 14, No. 3, pp. 11-14.
24. MONTENEGRO, L. G. 1964. Los dorados frutos de la naranjilla. El Agro. (Ecuador). Vol. 1, No. 4.
25. OSORIO, E. y C. MADRID, 1978. Biología floral del tomate de árbol y del lulo. Universidad Nacional de Colombia (Medellín), Facultad de Agronomía, p. 53.
26. RINCON, O. 1983. Manual práctico de frutales. 4a. Ed. Bogotá. Ediciones T.O.A. No. 91-92, pp. 94-108.
27. ROMERO, C. R. 1961. El lulo: una fruta de importancia económica. Agricultura Tropical (Colombia). Vol. 17, No. 4, pp. 214-218.
28. SALISBURY, F. B. and C. N. ROSS 1985. Plant physiology. 3a. Ed. Wadsworth Publishing Company, Belmont, California.

COPIA ALIENADA
EN COLOMBIA

29. SAN MARTIN, A. y CH. MORIN 1958. Ensayo de propagación por estacas de naranjo (Var. Valencia) y mandarina (Var. Cleopatra). Tropical Region. Amer. Soc. Hort. Sci. Proceedings 11.
30. SEN. P. K. y T. K. BOSE 1962. Effects of growth substances on rooting of cutting of some varieties of lemon (Citrus limon) and lime (Citrus aurantifolia). Indian Agr 61. p. 1-2.
31. SHULTES, R. E. y J. CUATRECASAS 1953. Botanical Museum Leaflets. Harvard University. Vol. 16, No. 5, pp. 97-99.
32. THIMANN, H. V. 1950 The Use of auxins in the rooting of woody cuttings, M. M. Cabot Foundation Pbul. No. 1. Harvard Forest, Peter Sham, Mass.
33. VALENCIA, C. y R. GARCIA 1977. Respuesta de la naranjilla a la aplicación de N, P, K y Cal. Primera Conferencia Internacional sobre naranjilla. (Ecuador).
34. WOLFF, L. D. 1976. El cultivo del lulo o naranjilla. Facultad de Agronomía, Universidad Nacional de Colombia (Medellín), pp. 63.

A N E X O S

Anexo 1 Análisis de varianza para la variable número de raíces primarias en el primer ensayo.

Fuente de variación	Gl	SC	CM	FC	FT
Tratamientos	9	973,408	108,15	12,48	3,45 **
Error	20	173,335	8,66		
Total	29	1146,742			

** Diferencia altamente significativa

Anexo 2 Análisis de varianza para la variable número de raíces primarias, en el segundo ensayo.

Fuente de variación	GL	SC	CM	FC	FT
Tratamientos	9	1632,203	181,355	11,206	3,45 **
Error	20	323,66	16,183		
Total	29				

** Diferencia altamente significativa

Anexo 3 Análisis de varianza para la variable longitud de raíces primarias en el primer ensayo.

Fuente de variación	GL	SC	CM	FC	FT
Tratamientos	9	268,430	29,825	5,77	3,45 **
Error	20	103,225	5,161		
Total	29	371,655			

** Diferencia altamente significativa

Anexo 4 Análisis de varianza para la variable longitud de raíces primarias en el segundo ensayo.

Fuente de variación	GL	SC	CM	FC	FT
Tratamientos	9	267,671	29,741	8,851	3,45 **
Error	20	67,320	3,36		
Total	29	334,992			

** Diferencia altamente significativa

Anexo 5 Análisis de varianza para la variable diámetro de raíces primarias en el primer ensayo.

Fuente de variación	GL	SC	CM	FC	FT
Tratamientos	9	5,386	0,598	2,231	3,45 NS
Error	20	5,37	0,268		
Total	29	10,756			

NS Diferencia no significativa

Anexo 6 Análisis de varianza para la variable diámetro de raíces primarias en el segundo ensayo.

Fuente de variación	GL	SC	CM	FC	FT
Tratamientos	9	4,263	0,473	2,416	2,4 *
Error	20	3,928	0,196		
Total	29	8,192			

* Diferencia significativa

Anexo 7 Análisis de varianza para la variable número de raíces secundarias en el primer ensayo.

Fuente de variación	GL	SC	CM	FC	FT
Tratamientos	9	1604,45	178,273	1,103	2,4 NS
Error	20	3231,68	161,584		
Total	29	4836,14			

NS Diferencia no significativa

Anexo 8 Análisis de varianza para la variable número de raíces secundarias en el segundo ensayo.

Fuente de variación	GL	SC	CM	FC	FT
Tratamientos	9	1189,33	132,14	0,952	2,4 NS
Error	20	2774,55	138,72		
Total	29	3963,89			

NS Diferencia no significativa

Anexo 9 Análisis de varianza para la variable peso seco de raíces en el segundo ensayo.

Fuente de variación	GL	SC	CM	FC	FT
Tratamientos	9	36399,87	4044,43	11,256	3,45 **
Error	20	7186,33	359,31		
Total	29	43586,21			

** Diferencia altamente significativa

Anexo 10 Significancia en las comparaciones ortogonales para el primer ensayo.

Variabes	Número Raíces I	Longitud	Diámetro	Número Raíces II
Comparación				
Acido vs testigo	*	*	NS	NS
ANA vs AIB	**	*	NS	NS
Escoria vs cascarilla	**	**	**	NS
AIB500 vs AIB1500	*	**	NS	NS
ANA500 vs ANA1500	NS	NS	NS	NS
Cascarilla tratada vs				
Cascarilla testigo	NS	NS	NS	NS
Escoria tratada vs				
Escoria testigo	**	*	NS	NS

* Diferencia significativa

NS Diferencia no significativa

Anexo 11 Significancia en las comparaciones ortogonales para el segundo ensayo.

Variable	Número Raíces I	Longitud	Diámetro	Número Raíces II	Peso Seco
Comparación					
Acido vs testigo	**	**	NS	NS	**
ANA vs AIB	**	**	NS	NS	*
Escoria vs					
Cascarilla	**	**	**	NS	**
AIB 500 vs					
AIB 1500	*	*	NS	NS	**
ANA 500 vs					
ANA 1500	NS	NS	NS	NS	NS
Cascarilla tratada					
vs cascarilla testigo	NS	NS	NS	NS	NS
Escoria tratada vs					
Escoria testigo	**	**	NS	NS	**

* Diferencias significativas

** Diferencias altamente significativas

NS Diferencias no significativas

Anexo 12 Análisis de varianza combinado para la variable número de raíces primarias de los dos ensayos.

Fuente de variación	GL	SC	CM	FC	FT
Ensayos	1	97,53	97,53	5,44	7,39 **
Repetición(ensayo)	4	71,63	17,9		
Tratamientos	9	2521,02	280,11	23,7	2,94 **
Ensayo x tratamiento	9	84,59	9,39	0,795	2,15 NS
Error	36	425,35	11,81		
Total	59	3200,14			

** Diferencia altamente significativa

NS Diferencia no significativa

INSTITUTO VENEZOLANO DE INVESTIGACIONES CIENTÍFICAS
 VENEZUELA

Anexo 13 Análisis de varianza combinado para la variable número de raíces secundarias en los dos ensayos.

Fuente de variación	GL	SC	CM	FC	FT
Ensayos	1	3,23	3,23	0,013	4,11 NS
Repetición (ensayo)	4	983,67	245,91		
Tratamientos	9	2312,9	256,98	1,842	2,15 NS
Ensayo x tratamiento	9	480,89	53,43	0,382	2,15 NS
Error	36	5022,57	139,51		
Total	59	8803,26			

NS Diferencia no significativa

Anexo 14 Análisis de varianza combinado para la variable longitud de raíces primarias en los dos ensayos.

Fuente de variación	GL	SC	CM	FC	FT
Ensayos		31,96	31,96	7,78	4,11 **
Repetición (ensayo)	4	22,71	5,67		
Tratamientos	9	520,45	57,82	14,08	2,19 **
Ensayo x tratamiento	9	16,65	1,85	0,45	2,15 NS
Error	36	147,83	4,106		
Total	59	738,8			

** Diferencia altamente significativa

NS Diferencia no significativa

Anexo 15 Análisis de varianza combinado para la variable diámetro de raíces primarias en los dos ensayos.

Fuente de variación	GL	SC	CM	FC	FT
Ensayos	1	0,297	0,297	1,013	4,11 NS
Repetición (ensayo)	4	1,173	0,293		
Tratamientos	9	8,839	0,982	4,35	2,15 **
Ensayo x tratamiento	9	0,813	0,09	0,4	2,15 NS
Error	36	8,125	0,225		
Total	59	19,37			

** Diferencia altamente significativa

NS Diferencia no significativa

Anexo 16 Significancia de las comparaciones ortogonales para los dos ensayos combinados.

Variable	Número de Longitud		Diámetro	Número de
	raíces I			raíces II
Comparación				
Acido vs testigo	**	**	NS	*
ANA vs AIB	**	**	NS	NS
Escoria vs				
Cascarilla	**	**	**	*
AIB 500 vs				
AIB 1500	**	**	NS	NS
ANA 500 vs				
ANA 1500	NS	NS	NS	NS
Cascarilla tratada				
vs cascarilla testigo	NS	NS	NS	NS
Escoria tratada vs				
escoria testigo	**	**	NS	NS

* Diferencias significativas

** Diferencia altamente significativas

NS Diferencia no significativa