

**UNIVERSIDAD DE LA REPÚBLICA
FACULTAD DE AGRONOMÍA**

**EVALUACIÓN DE DIFERENTES TÉCNICAS
DE PROPAGACIÓN VEGETATIVA EN
“GUAYABO DEL PAÍS”
(*Acca sellowiana* (Berg.) Burret.)**

por

María Julia SALVARREY MENDOZA

**TESIS presentada como uno de
los requisitos para obtener el
título de Ingeniero Agrónomo.**

**MONTEVIDEO
URUGUAY
2008**

Tesis aprobada por:

Director:

Ing. Agr. Beatriz Vignale

Ing. Agr. Danilo Cabrera

Ing. Agr. Antonio Formento

Fecha: 27 de mayo del 2008

Autor:

María Julia Salvarrey Mendoza

AGRADECIMIENTOS

A la Ing. Agr. Beatriz Vignale, por su entusiasmo, orientación y apoyo constante a lo largo de este trabajo.

Al Ing. Agr. Danilo Cabrera, por su disponibilidad, incentivo e invaluable apoyo.

Al Ing. Agr. Antonio Formento, por sus conocimientos en el tema y apoyo incondicional.

Al Ing. Agr. Luis Salvarrey, por sus aportes estadísticos, entre muchas otras cosas.

A Gina Favretto, por su valiosa colaboración en el trabajo y compromiso con el mismo.

Al Ing. Agr. Juan Pablo Nebel, por la información brindada y su buena disposición en todo momento.

A toda aquella gente que ayudo sin intereses y que al estar involucrados con el tema, expusieron ideas; a Hugo, Víctor y Juan (EEFAS), Marcelo Falero (INIA- Las Brujas), José Gándara (Facultad de Agronomía.), Clarissa Alves Caprestano (Universidad Federal de Santa Catarina).

A Andrés Pereira, por su apoyo incondicional.

A mi familia y a mis amigos especialmente, que directa o indirectamente siguieron de cerca el desarrollo del mismo.

TABLA DE CONTENIDO

	Página
PÁGINA DE APROBACIÓN.....	II
AGRADECIMIENTOS.....	III
LISTA DE CUADROS E ILUSTRACIONES.....	VI
 1. <u>INTRODUCCIÓN</u>	 1
2. <u>REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA</u>	4
2.1. <u>CARACTERÍSTICAS DE LA ESPECIE</u>	4
2.1.1. <u>Centros de diversidad genética</u>	5
2.1.2. <u>Características botánicas y fisiológicas</u>	6
2.2. <u>COMPORTAMIENTO REPRODUCTIVO</u>	8
2.3. <u>CARACTERÍSTICAS DE LA REPRODUCCIÓN VEGETATIVA</u>	10
2.3.1. <u>Bases anatómicas y fisiológicas de la propagación por estacas</u> ...	12
2.3.1.1. <u>Formación de las raíces adventicias</u>	12
2.3.1.2. <u>Formación del callo</u>	14
2.3.1.3. <u>Estructura del tallo y enraizamiento</u>	14
2.3.1.4. <u>Rol de las hormonas en el enraizamiento</u>	16
2.3.1.5. <u>Efectos de yemas y hojas en el enraizamiento de estacas</u>	16
2.3.1.6. <u>Cambios bioquímicos durante el desarrollo de raíces adventicias</u>	18
2.3.2. <u>Condición fisiológica de la planta madre</u>	18
2.3.2.1. <u>El factor juvenilidad de la planta madre</u>	18
2.3.2.2. <u>Técnicas para mejorar el enraizado en las plantas madres</u>	20
2.3.3. <u>Tratamientos de las estacas</u>	22
2.3.3.1. <u>Reguladores del crecimiento</u>	22
2.3.3.2. <u>Niebla artificial o sistema “mist”</u>	23
2.3.3.3. <u>Cuidados durante y después del enraizamiento</u>	24
2.4. <u>INVESTIGACIÓN EXISTENTE EN CUANTO A SU PROPAGACIÓN</u>	25
2.4.1. <u>Estaguillado</u>	25
2.4.2. <u>Injertos</u>	29
2.4.3. <u>Acodado</u>	31
2.4.4. <u>Micropropagación</u>	32
3. <u>MATERIALES Y MÉTODOS</u>	34
3.1. <u>MATERIALES</u>	34

3.1.1. <u>Descripción de los materiales para la técnica de estaquillado</u>	34
3.1.2. <u>Descripción de los materiales utilizados en el acodado</u>	35
3.1.3. <u>Descripción de los materiales usados para la injertación</u>	35
3.2. MÉTODOS.....	36
3.2.1. <u>Metodología utilizada en la técnica de estaquillado</u>	36
3.2.1.1. Experimento 1.....	36
3.2.1.2. Experimento 2.....	41
3.2.2. <u>Metodología de la técnica de acodo en cepada</u>	41
3.2.3. <u>Metodología utilizada en la técnica de injertación</u>	42
4. <u>RESULTADOS Y DISCUSIÓN</u>	45
4.1. <u>ESTAQUILLADO</u>	45
4.1.1. <u>Experimento 1</u>	45
4.1.1.1. Generalidades.....	45
4.1.1.2. Análisis por genotipo.....	47
4.1.1.3. Análisis por dosis de hormona.....	49
4.1.2. <u>Experimento 2</u>	51
4.1.3. <u>Discusiones generales del estaquillado</u>	56
4.2. <u>ACODO EN CEPADA</u>	57
4.2.1. <u>Generalidades</u>	57
4.2.2. <u>Análisis global</u>	62
4.3. <u>INJERTACIÓN</u>	65
4.3.1. <u>Injertos de otoño</u>	65
4.3.2. <u>Injertos de primavera</u>	68
4.3.3. <u>Análisis global</u>	70
4.4. <u>CONSIDERACIONES FINALES</u>	72
5. <u>CONCLUSIONES</u>	73
6. <u>RESUMEN</u>	74
7. <u>SUMMARY</u>	75
8. <u>BIBLIOGRAFÍA</u>	76
9. <u>ANEXOS</u>	79

LISTA DE CUADROS E ILUSTRACIONES

Cuadro No.	Página
1. Descripción de los materiales utilizados en el experimento 1 de estaquillado.....	34
2. Descripción de los materiales utilizados en el experimento 2 de estaquillado.....	35
3. Descripción de los materiales utilizados en la técnica de injertación.....	36
4. Disposición de los tratamientos.....	38
5. Categorías establecidas para clasificar las estacas observadas al finalizar el ensayo.....	40
6. Combinación de materiales empleados en los injertos de otoño.....	44
7. Combinación de materiales empleados en los injertos de primavera.....	44
8. Número de estacas obtenidas del experimento 1, diferenciadas por tratamientos y categorías.....	45
9. Prueba de chi-cuadrado para no. de estacas por categoría.....	47
10. Respuesta de los 4 materiales diferenciados por categoría.....	48
11. Prueba de chi- cuadrado para no. de estacas por genotipo.....	49
12. Respuesta a las dosis de hormona utilizadas, diferenciadas por categoría.....	49
13. Prueba del Chi- cuadrado para no. de estacas por dosis hormonal.....	49
14. Número de estacas obtenidas por categoría.....	52
15. Número de estacas enraizadas diferenciadas por materiales emparentados.....	53
16. Resultados de la técnica de acodo en las plantas podadas con copa.....	57
17. Resultados de la técnica de acodo en las plantas podadas sin copa.....	59
18. Coeficiente de correlación de Pearson.....	60
19. Coeficiente de correlación de Pearson.....	61
20. Coeficiente de correlación de Pearson.....	62
21. Coeficiente de correlación de Pearson.....	62
22. Resultados de los injertos de otoño.....	66
23. Proporción de prendimientos según las combinaciones utilizadas.....	67
24. Resultados de los injertos de primavera.....	69
25. Proporción de prendimientos según las combinaciones utilizadas.....	69

Figura No.

1.	Diferentes fases de maduración en una especie leñosa perenne.....	19
2.	Preparación de las estacas semileñosas.....	37
3. a.	Esquema de ubicación de cada tratamiento en la cama de propagación.....	38
b.	Fotografía de la cama de propagación una vez instalados los tratamientos.....	39
4.	Población de plantas para el acodado y podas realizadas.....	42
5.	Procedimiento para la injertación.....	43
6.	Injerto de guayabo por método inglés.....	43
7.	Número de estacas por tratamiento.....	46
8.	Estaca enraizada del material D.....	47
9.	Número de estacas por genotipo.....	48
10.	Planta madre dadora de las estacas del material D.....	50
11.	No. de estacas obtenidas, diferenciándolas por material y por categoría.....	52
12.	Estacas enraizadas obtenidas del experimento 2.....	54
13.	Estacas enraizadas, experimento 2.....	55
14.	Rebotes obtenidos por planta y diámetros del tronco principal, para las plantas con copa.....	58
15.	Rebotes obtenidos por planta y diámetros del tronco principal, para las plantas sin copa.....	59
16.	Rebotes obtenidos por planta y número de troncos, para las plantas con copa.....	60
17.	Rebotes obtenidos por planta y número de troncos, para las plantas sin copa.....	61
18.	Resultados del acodo en cepada.....	65
19.	Representación de los prendimientos de otoño, diferenciándolos por combinación de materiales.....	68
20.	Representación de los prendimientos de primavera, diferenciándolos por combinación de materiales.....	70
21.	Vista del prendimiento obtenido en un injerto de primavera.....	71

1. INTRODUCCIÓN

El “Guayabo del País” (*Acca sellowiana* (Berg.) Burret), es conocido también como guayabo en Uruguay; goiabeira serrana, goiabeira do mato y goiaba do campo en Brasil; pineapple guava en California y feijoa en Europa. Pertenece al orden *Myrtales*, familia *Myrtaceae*, subfamilia *Mirtoideae*, tribu *Myrtae*, género *Acca* (Berg).

Se trata de una especie frutal nativa del sur de Brasil y noreste de Uruguay. Hace más de un siglo fue colectado material en nuestro país y llevado a Francia de donde fue distribuido a varias partes del mundo (Ducroquet et al., 2000).

A partir de dicho material, se han iniciado programas de mejoramiento y cultivos comerciales principalmente en lugares como Nueva Zelanda, California y Colombia.

En la región existen algunas experiencias recientes en investigación y mejoramiento, sin llegar aún al desarrollo de cultivos comerciales de primer nivel como ocurre con otras especies frutales domesticadas.

Uruguay, formando parte del centro de diversidad de la especie, ha tenido un proceso de selección de materiales por parte de pobladores en medios rurales y de fruticultores principalmente de la zona sur del país, establecimientos rurales y quintas frutícolas comerciales. Este proceso de selección ha tenido como resultado la existencia de genotipos productivamente superiores. Ello permitió cultivar plantas para autoconsumo o venta de la fruta, si bien el mercado ha sido marginal.

El presente trabajo se enmarca dentro del Programa de Frutales Menores de la Facultad de Agronomía, donde se llevan a cabo estudios desde 1998 respecto a la prospección, al estudio de la diversidad genética, al valor agronómico y al potencial comercial de especies nativas, tendiente a la selección, conservación y utilización de materiales potencialmente interesantes.

Estos, se obtienen en parques, jardines, quintas frutales y áreas silvestres, en diferentes regiones del país.

Los materiales seleccionados se introducen e instalan en una colección en el predio de la Estación Experimental de Facultad de Agronomía en Salto. Se estudian las características de adaptación de las especies al cultivo sistematizado, la fenología vegetativa y reproductiva, así como también la producción y calidad de fruta (Vignale, 2005).

Complementariamente con este programa se inició en el 2005 un proyecto de investigación: el “Primer estudio sistemático de las poblaciones de *Acca sellowiana* (Berg.) Burret. como recurso genético”. Este proyecto se

propone prospectar la diversidad de la especie en estado silvestre y las variedades locales, caracterizar la diversidad genética mediante caracteres morfofenológicos y moleculares y evaluar el comportamiento y propagación “in vitro” de dichos materiales para la conservación y multiplicación de genotipos seleccionados. A su vez, el estudio de las poblaciones naturales, propone entre otros objetivos, la determinación de áreas para conservación “in situ” (Vignale, 2005).

El enfoque frutícola está dado por el alto potencial agronómico que presenta esta especie para su desarrollo a nivel comercial, atribuido a su gran adaptabilidad frente a un amplio rango de condiciones climáticas, por su resistencia a heladas, por su precocidad productiva y a las excelentes cualidades organolépticas de sus frutos. Además se lo ve como una nueva alternativa de producción, para cubrir las necesidades de aquellos predios que buscan diversificar su oferta de productos a través de la implementación de nuevos frutales, mejorando así su rentabilidad económica. Por tratarse de un frutal autóctono, despierta interés entre los productores por el valor económico que pueden alcanzar los frutos y por la rusticidad de las plantas, lo que permitiría manejos agronómicos amigables con el medio ambiente.

La limitante hasta el presente ha sido la gran variabilidad de genotipos en cultivo, lo que ha determinado una producción muy heterogénea en cuanto a productividad y calidad de la fruta. Esto implica necesariamente la selección de individuos superiores caracterizados y evaluados para ser introducidos en proyectos de cultivos a escala comercial.

Dentro de las características del guayabo del país, se constata que es una especie predominantemente alógama; verificándose la necesidad de su propagación vegetativa, ya que, a través de reproducción sexual ocurre una elevada heterocigosis, como en la mayoría de los frutales y genera gran variabilidad entre plantas en la producción y la fructificación más tardía, entre otros inconvenientes. Esto se convierte en uno de los principales problemas para la expansión a nivel comercial del cultivo y la producción de mudas, a partir de un genotipo con buenas características agronómicas.

Aún conociendo los inconvenientes que implica su propagación sexual y teniendo en cuenta que se trata de una especie en fase inicial de mejoramiento y cultivo, el guayabo del país en su gran mayoría es propagado normalmente por semillas (Fachinello et al., 1994).

Por ello y enmarcado dentro del estudio general de la especie, se considera importante y puede constituirse en una real contribución para el desarrollo de este frutal el siguiente trabajo, que evalúa diferentes técnicas de propagación vegetativa, como forma de mantener las características propias de un material seleccionado a nivel nacional.

El guayabo del país, es una especie que presenta grandes dificultades para su propagación vegetativa. Por ello en el siguiente trabajo se propone evaluar diferentes técnicas de propagación como; el estaquillado, los injertos, el acodo en cepada y la micropropagación, poniéndose énfasis en el estaquillado y estableciéndose una experimentación al respecto.

El objetivo del mismo es, definir que condiciones hay que tener en cuenta y evaluar que factores influyen más en la propagación vegetativamente del guayabo del país, determinando así la eficiencia del éxito alcanzado en cada técnica de propagación.

2. REVISION BIBLIOGRAFICA

2.1. CARACTERÍSTICAS DE LA ESPECIE

El guayabo del país "*Acca sellowiana* (Berg) Burret" pertenece a la familia de las Mirtáceas, al igual que numerosas especies silvestres nativas frutícolas (subtropicales) que existen en nuestra región. Dentro de las características que presenta la familia en su comportamiento reproductivo, se sabe que tiene gran dificultad para ser propagadas vegetativamente; lo que fue demostrado por varios trabajos de investigación y en diferentes especies (Duarte et al. 1992, Thorp y Bieleski 2002, Franzon et al. 2004). Este comportamiento puede ser explicado, entre otros, por la liberación de compuestos fenólicos que provocan oxidación de los tejidos.

En especies, como las pertenecientes a la familia de las Mirtáceas, ocurre oxidación de compuestos fenólicos en la región donde se efectúa el corte en la estaca. Esta oxidación, que dificulta la formación de raíces es observada por el oscurecimiento del tejido, ocurriendo en gran intensidad en la base de la estaca (Fachinello et al., 1994).

Es considerado como un frutal promisorio, ya sea porque presenta importantes cualidades organolépticas, destacándose su sabor dulce acidulado y su aroma, inconfundible y delicado, que lo destinan esencialmente al consumo en fresco. También se presta a numerosas formas de elaboración, ya exploradas comercialmente en otros países, entre las cuales se destacan los jugos y el vino, puros o cortados con jugos de otras frutas (Ducroquet et al., 2000), o pudiendo ser aprovechado bajo varios procesos caseros (Mattos, 1986), entre los cuales aparecen las jaleas, el guayabo cristalizado, el guayabo deshidratado, las mermeladas, la compota y los licores.

Esta amplia oferta de presentación, podría manifestarse como una importante alternativa de producción tanto para aquellos productores frutícolas que buscan diversificar su potencial productivo, así como también promover el desarrollo de nuevos productos regionales, promocionándose por su alto valor nutritivo en cuanto a sus contenidos en iodo (3 mg /100 g de pulpa) y vitamina C (35 mg / 100g), y a su buena vida post-cosecha. En cuanto a su contenido de antioxidantes, se ha constatado para Uruguay un Contenido Total de Fenoles de 111,9 mg de eq. Acido Tánico/100 gr de peso fresco y Capacidad antioxidante de 26,3 % de reducción del radical libre 1.1- diphenyl – 2 – picril – hydrazil o DPPH. Estos valores son considerados como tendencias o promedios, ya que varían de acuerdo al genotipo, estado de madurez de la fruta y manejo poscosecha.

Cabe destacar que existen intereses locales de desarrollo del cultivo para producción de dulces y licores, especialmente de parte de pequeños productores y mujeres rurales que habitan áreas silvestres de la especie en el departamento de Treinta y Tres, Uruguay.¹

En cuanto a la producción comercial nacional, que es prácticamente inexistente, se ha observado que durante la época de cosecha, el fruto de guayabo es ofrecido al consumidor final principalmente en la ciudad de Montevideo, en algunos pocos almacenes y supermercados, siempre en bajas cantidades en relación a frutos tradicionales de otras especies (Cunda, 2006). Se destaca, por lo tanto, la necesidad de realizar un estudio sobre el potencial de mercado que presentaría, las características, exigencias y preferencias por parte del consumidor final.

2.1.1. Centros de diversidad genética

Naturalmente se distinguen dos poblaciones, “grupo Brasil” y “grupo Uruguay”, con un amplio rango de variación de caracteres morfológicos y agronómicos (Nodari et al., citados por Ducroquet et al. 2000, Thorp y Bielecki 2002).

Basado en el tamaño de las semillas y en la consistencia de la cáscara, Thorp, citado por Ducroquet et al. (2000), distingue dos poblaciones: la población del planalto meridional brasileiro, con suelos de origen basáltico (Sierra del Nordeste de Río Grande del Sur y Sierras y Planaltos de Santa Catarina y Sur del Paraná), con semillas grandes (5 a 8,9 mm³) y cáscara dura y seca; y la población asociada a las áreas de origen cristalino de menor altitud de la zona de Sudeste del Río Grande del Sur y sus continuaciones en Uruguay, con semillas pequeñas (2,1 a 3,4 mm³), con cáscara suave y succulenta. Según Thorp, citado por Ducroquet et al. (2000) fue esta segunda población que dio origen a los cultivares neozelandeses.

Nodari et al., citados por Ducroquet et al. (2000), avalando el material introducido en la colección en Santa Catarina, verifican también la existencia de dos grupos, en función del origen geográfico del germoplasma, llamados “Brasil” y “Uruguay”.

En las del grupo “Brasil” están los materiales colectados en Brasil (Santa Catarina y Nordeste de Río Grande del Sur), que mas allá de semillas grandes (0,45 a 0,60 g para 100 semillas), presentaron hojas abaxial verde-clara con pilosidad blanquecina corta y rala (Ducroquet et al., 2000).

¹ Encuentro Frutales Nativos (3º., 2007, Tacuarembó) (sin publicar).

En las del grupo “Uruguay” que están distribuidos en el exterior (Nueva Zelanda, Israel, Estados Unidos y Uruguay), presentan semillas pequeñas (0,20 g para 100 semillas), hojas con fase abaxial blanco-ceniza con densa pilosidad blanca tipo terciopelo. Este segundo grupo fue llamado “Uruguay” en virtud del consenso expresado por varios autores de que prácticamente todos los cultivares espaciados fuera del centro de origen son oriundas del material introducido en Francia en el final del siglo XIX por Besson y principalmente por André, desde Uruguay (André 1898, Popenoe 1912, Sharpe et al., Thorp, citados por Ducroquet et al. 2000).

2.1.2. Características botánicas y fisiológicas

En cuanto a sus características botánicas, el guayabo del país, es un árbol de hoja perenne, de porte pequeño generalmente de 2-4 metros de altura (aunque puede alcanzar hasta 6 metros), cuya producción de fruta puede iniciarse cuando tiene tres o cuatro años, y aumentar su rendimiento durante cuatro o cinco años más. Según Grela, citado por Rivas et al. (2007), ecológicamente se encuentra asociado a los bosques de *Araucaria angustifolia* en el planalto meridional brasileño, y a menor altitud- asociado a bosques ralos y praderas naturales, en serranías y quebradas del sur de Brasil y nor-noreste de Uruguay. El guayabo en Uruguay se incluye en la flora Oriental, integrada en gran parte por especies paranaenses. Se desarrolla bien en regiones frías y resiste temperaturas bajas, de 11 a 9,5° C bajo cero (Chandler, citado por Thorp y Bielecki, 2002). Sharpe et al., citados por Thorp y Bielecki (2002), han sugerido la necesidad de 100 a 200 horas de frío alrededor de 7° C para obtener buenos cultivos.

En cuanto a los aspectos eco-fisiológicos, un estudio de adaptación a diferentes condiciones agro-climáticas realizado en Brasil, reveló diferencias en cuanto al comportamiento de la floración, resultando satisfactoria en los sitios de temperaturas medias anuales por debajo de 17,9° C y por el contrario deficientes en sitios con temperaturas mayores. A su vez la producción mostró similar comportamiento evidenciando resultados satisfactorios en sitios con temperaturas medias anuales por debajo de 17,1° C (Ducroquet et al., 2000).

En cuanto a su comportamiento reproductivo, el guayabo del país, es una especie predominantemente alógama, de manera que las plantas provenientes de semillas segregan y no reproducen el fenotipo de la planta madre (Ducroquet et al., 2000).

Las semillas germinan fácilmente usando mezclas estándares de sustratos. Los plantines deben ser separados tan pronto como sea posible en contenedores individuales y ser transferidos posteriormente a un invernáculo (Thorp y Bielecki, 2002). Estas son pequeñas, en 1,5-2 mm, reniformes, blanco-amarillas, siendo la germinación epígea (Mattos, 1986).

Según Ducroquet et al. (2000), el inicio de la brotación ocurre a mediados de setiembre, cuando la planta presenta nuevos crecimientos por parte de las yemas apicales, época en que cae la mayoría de las hojas del ciclo anterior.

Antes de la brotación, es prácticamente imposible notar visualmente la existencia de yemas axilares floríferas, que se irán definiendo sobre ramilletes de 1 o 2 años y raramente en los más viejos. Esas yemas irán a pasar por una sucesión de estados fenológicos bien distintos. Las yemas floríferas dan origen a pequeños botones florales globosos, blanquecinos y velludos, solitarios o agrupados en ramilletes de hasta cinco unidades, soportadas por largos pedúnculos erectos (Ducroquet et al., 2000).

Tiene flores hermafroditas y es una especie de fecundación cruzada, polinizada por pájaros e insectos, existiendo individuos auto-fértiles, aunque predomina la auto-incompatibilidad. Las flores muy vistosas son ornamentales, tiene pétalos blancos, cerosos por fuera y rojizos en su interior y son comestibles, ofreciendo un sabor dulce. Los estambres y estilo son más largos y de intenso color rojo carmín (Tálice et al., 1996).

En Uruguay, el período de floración es prolongado, durante el mes de octubre y hasta mediados de noviembre, encontrándose algunas plantas que poseen la floración más concentrada. La cosecha se extiende desde fines de febrero hasta mediados de mayo, dependiendo de los materiales (Vignale, 2005). Según Tálice et al. (1996), su período de floración, se puede prolongar entre 25-30 días, pudiendo llegar hasta los 60 días.

El fruto es una baya oblonga u ovoide, de 3 a 5 cm de largo (Tálice et al., 1996). Tiene los cuatro sépalos (cáliz) persistentes y presenta cuatro (3-5) lóbulos polispermos. El mesocarpio da una pulpa blancuzca, granulosa por presencia de esclereidas, dulce acidulada y espesa, con un sabor fresco y agradable. La piel o cáscara es pruinosa, verde oscura intenso cuando inmadura y varía algo al verde amarillento al madurar. Pueden encontrarse de piel rugosa o lisa, lo que depende no solo de la variedad sino de las condiciones culturales, suelo y clima (Tálice et al., 1996).

En cuanto a rugosidad de la cáscara, ninguno de los individuos evaluados en las poblaciones silvestres del Valle Edén y Quebrada de los Cuervos, dentro del proyecto "Primer estudio sistemático de las poblaciones de *Acca sellowiana* (Berg.) Burret. como recurso genético", fue clasificado con la categoría muy rugosa. Este resultado coincide con los antecedentes acerca de que en Uruguay no se presentaría esta característica (Rivas et al., 2007).

Enmarcado en el mismo estudio se ha encontrado además, una gran diversidad en las frutas estudiadas, con diferencias en la forma (desde redondos a elongados), en el peso (5 a 90 g), en el color (de verde oscuro a verde claro), en la textura externa, en el espesor de la cáscara, en el número y

tamaño de las semillas y en la calidad interna de los frutos. Estos datos se han podido relacionar con los obtenidos por Mattos (1986), quien identificó numerosas plantas que producen frutos de alta calidad, de buen tamaño y muy productivas, que se acercarían a las plantas mejoradas a las que se refiere dicho autor como del tipo “guayabo grande” (Rivas et al., 2007).

2.2. COMPORTAMIENTO REPRODUCTIVO

Para la obtención de portainjertos, es necesaria la producción de plantínes que, de modo general, presentan un vigor bastante uniforme. El proceso es facilitado por el gran número de semillas por frutos (80 en promedio), pero pudiendo existir hasta 250 (Ducroquet et al., 2000). Para las condiciones de Uruguay se ha constatado que presenta 43 semillas en promedio por fruto.²

Con respecto a la propagación del guayabo del país se sabe que sus semillas no precisan de estratificación para germinar, y que la tasa de germinación puede ser hasta del 90% o más, cuando las semillas son sembradas luego de su extracción de frutos maduros recién colectados. Sin embargo, la semilla es ortodoxa, pudiendo ser almacenada por largo tiempo en “freezer” o por crio-conservación, sin que tenga una pérdida significativa de su poder germinativo (Ducroquet et al., 2000).

Sin embargo Rocha et al., citados por Fachinello et al. (1994), reportan que la estratificación de las semillas por 31 días a 6° C uniformizó el estado de las plantas y posibilitó un porcentaje de germinación entorno al 70%.

Las semillas para los porta-injertos se extraen de fruto maduro de cualquier fruto y son por lo general cosechados sin demoras, aunque una vez que son lavadas y secadas se pueden guardar por dos o tres años en contenedores sellados a 5° C (Thorp y Bielecki, 2002).

Según Ducroquet et al. (2000), la separación de semillas de la pulpa gelatinosa, en la cual ellas son envueltas puede ser facilitada por el uso de enzimas pectolíticas (1,5 mL de producto comercial por kg de pulpa con semillas) que descomponen la pulpa en 48 hrs, permitiendo su separación con ayuda de un “colador” con malla de 0,8 a 1mm. La limpieza de las semillas es luego obtenida por un rápido lavado del contenido del colador con agua corriente. Si los frutos utilizados presentaran síntomas de pudriciones, conviene desinfectar las semillas, que son frecuentemente contaminadas por *Colletotrichum gloeosporioides* y, en menor proporción, por otros hongos de los géneros *Aspergillus* y *Penicillium*. Esos hongos provocan el “mal de almácigos” (Damping off) de las plántulas, especialmente cuando son sembradas en almácigueros. Se pueden tratar las semillas con una solución fungicida

² Vignale, B. 2007. Com. personal.

(chinosol 0,2%) o desinfectarlas con agua sanitaria diluida (0,25% de cloro activo en la solución final), durante 10 minutos, enjuagándolas dos veces con agua destilada, durante 5 minutos cada vez. Las semillas son entonces extendidas sobre hojas de papel limpio y dejadas secar en la sombra por 3-5 días.

Mattos (1986), describe los pasos a seguir para hacer germinar las semillas:

Para la extracción de las semillas, se toman los frutos maduros y con una navaja se cortan, transversalmente. Con los dedos introducidos en los frutos, se extrae la pulpa con semillas, la cual será ligeramente lavada. Así, se separan las semillas y se colocan a secar en la sombra. Si los frutos fueran del tipo de cáscara gruesa y rugosa, podemos descascararlos para facilitar la extracción de las semillas.

En cuanto al número de semillas por fruto, Mattos (1986), menciona que los frutos pueden tener de 0 hasta 107 semillas, con una media de 56. Lo ideal es que haya el menor número posible de semillas por fruto. Las semillas se hallan mezcladas con la masa fundente de la pulpa. Estas semillas pueden ser comidas juntamente con la pulpa.

La siembra puede ser hecha en cajas, bolsas de polietileno o en canteros. Comúnmente se siembra en cajas o en canteros para repicarlos, posteriormente y dependiendo de la cantidad, en sacos plásticos. La tierra, donde se sembrarán estas pequeñas semillas, debe ser bien trabajada, constituyéndose en una parte de tierra común, una de turba y, de ser posible, otra de arena, principalmente, si se tratase de un suelo arcilloso (Mattos, 1986).

Estas semillas se siembran en líneas distanciadas cerca de 12-15 cm y a una profundidad de 1-1.5 cm. Luego se procede a mojar con un regador de clivaje fino, para no descubrirlas debido a la caída fuerte del agua. La siembra también puede ser realizada en bolsas de polietileno, latas, etc. Luego de realizada la siembra, debemos cubrir estos recipientes, las cajas y/o los canteros con una estera, malla sombra o ramas de cipreses o de otra planta para protegerlas contra los vientos fuertes y la incidencia de los rayos solares (Mattos, 1986).

Otra opción podría ser colocar las semillas a germinar en un germinador, de donde se repican las mudas para una caja. A los 34 o 47 días las semillas ya están germinando, dependiendo de la humedad y del grado de temperatura del suelo. En estufas, la germinación puede verificarse cerca de los 25 días. Si el invierno es más seco y bastante frío, la germinación demora más (Mattos, 1986).

Con respecto al “repicaje”, las mudas no deberían quedar muy grandes para ser transplantadas al vivero, debiendo tener más o menos 20-30 cm de altura. El vivero debe estar bien preparado, alomado y dividido en canteros, cuyo tamaño dependerá de la cantidad de plantines disponibles. Serán plantadas en hileras distanciadas 1m entre sí y 40 cm entre las plantas. Luego del transplante, serán regadas, pero no debe ser realizada en días de sol caliente. Debemos, de preferencia, proteger parte o todo el limbo de las hojas, pues, así, habrá mayor porcentaje de prendido. El transplante debe ser realizado de preferencia en días de lluvias o nublados (Mattos, 1986).

En la Estación Experimental de Videira, la siembra es realizada en recipientes a razón de 2 semillas por recipiente conteniendo un sustrato a base de vermiculita o compuesto de tierra, polvo de xaxim y arena, en la proporción de 3:2:1, esterilizado y posteriormente inoculado con un hongo antagónico, *Trichoderma viride*. Los tubos son mantenidos con un tejido, protegidos de la intemperie y fuera del alcance de roedores, muy atraídos por estas semillas. La emergencia de las plántulas no es muy uniforme y lleva de 30 a 60 días. Las mudas son transplantadas de los tubos para bolsas de polietileno con el mismo compuesto cuando tengan 5-10 cm. Se procura mantener la muda con un único tallo, eliminando periódicamente las brotaciones laterales o adventicias. Luego de cada desbrote conviene hacer un tratamiento fungicida para evitar el ataque de hongos, especialmente *Colletotrichum gloeosporioides*. Con un buen manejo, haciendo la siembra en marzo- abril, se puede conseguir mudas de un metro de altura en agosto del año siguiente (Ducroquet et al., 2000).

2.3. CARACTERÍSTICAS DE LA REPRODUCCIÓN VEGETATIVA

Dado que para la mayoría de las especies frutales, la propagación asexual es el único medio que permite mantener el valor agronómico de un cultivar, por la perpetuación de sus caracteres, aquí se describirán las principales características de la misma.

La propagación vegetativa proporciona muchas ventajas en cuanto a su utilización en fruticultura, ya que permite la formación de un clon, o sea de plantas con carga genética uniforme y con idénticas necesidades climáticas, edáficas, nutricionales y de manejo, uniformizando así la fenología del monte frutal. Además posibilita la reducción de la fase juvenil, una vez que la propagación vegetativa mantenga la capacidad de floración pre-existente en la planta madre, reduciendo de este modo el período improductivo de la planta. Permite también en algunos casos, la combinación de clones, especialmente cuando es utilizado el injerto (Fachinello et al., 1994).

Esto se debe a que, es un proceso de multiplicación que ocurre a través de mecanismos como la división y diferenciación celular, por medio de regeneración de partes de la planta madre. La misma está basada en que las

células de la planta contienen toda la información genética necesaria para la perpetuación de la especie (totipotencialidad) y la capacidad de células maduras de volver a una condición meristemática y desarrollar un punto de crecimiento nuevo (dediferenciación). Además las células somáticas y, por consecuencia los tejidos, presentan la capacidad de regeneración de órganos adventicios (Fachinello et al., 1994). Como estas dos características son más pronunciadas en algunas células y partes de la planta que en otras, el propagador debe efectuar algunas manipulaciones para proporcionar las condiciones apropiadas para el enraizamiento (Hartmann y Kester, 1998).

La propagación vegetativa consiste en el uso de órganos de la planta, sean estacas de la parte aérea o de la raíz o yemas u otras estructuras especializadas, como meristemas, ápices caulinares, callos y embriones. De este modo, un vegetal es regenerado a partir de células somáticas sin alterar el genotipo, debido a la multiplicación mitótica (Fachinello et al., 1994).

Cabe destacar además que la propagación asexual, presenta ciertos inconvenientes, como ser; posibilitar la transmisión de enfermedades, especialmente las causadas por virus y bacterias. El material utilizado en la propagación vegetativa (estacas, ramas, yemas), constituido de tejido somático, puede ser infectado por estos patógenos a través de vectores o por el uso de herramientas. A su vez, el uso prolongado de las mismas plantas matrices aumentaría el riesgo de propagar enfermedades. Los patógenos asociados a la propagación vegetativa incluyen a hongos (*Phytophthora spp.*, *Pythium spp.*, *Rizoctonia spp.*), bacterias (*Erwinia spp.*, *Pseudomonas spp.* y *Agrobacterium tumefaciens*), virus, micoplasmas, viroides y organismos tipo *Rickettsia*, etc (Fachinello et al., 1994).

A su vez, el mantenimiento de caracteres; aunque sea citado anteriormente como una ventaja, puede sufrir a lo largo del tiempo una mutación de yemas, pudiendo ser generado un clon diferenciado y de menor calidad que la planta matriz. Entre plantas de un clon pueden ocurrir mutaciones que resultan en degeneración y variabilidad de los mismos. La exposición a un ambiente continuamente desfavorable puede conducir al deterioro progresivo del clon, manifestado en una pérdida gradual del vigor y de la productividad, más allá de que el genotipo básico no se altere. La degeneración del clon es causada principalmente por enfermedades de naturaleza virósica. El uso inadvertido de las mismas matrices, sin previo indexaje, aumenta el riesgo de propagación de enfermedades y de degeneración del clon. En la replicación de ADN (ácido desoxirribonucleico) durante la división celular, el meristema puede resultar en alteraciones del genotipo y originar mutaciones. El efecto de la mutación en la variabilidad de un clon depende de la tasa de multiplicación y de la extensión que las células originadas de la célula mutante original ocupan dentro del meristema. Sin embargo, como las células del meristema son

relativamente estables y menos sujetas a mutaciones, la significancia de las mutaciones en buenas condiciones fitosanitarias es reducida (Fachinello et al., 1994).

Por otro lado la ausencia de variabilidad generada en el clon puede llevar a problemas en la futura área de producción, aumentando el riesgo de daños en todas las plantas por problemas climáticos y fitosanitarios, una vez que fueron fijadas todas las características varietales y todas las plantas tiene la misma combinación genética (Fachinello et al., 1994).

La propagación asexual puede ser utilizada tanto para la multiplicación de portainjerto como de cultivares. La importancia y la variabilidad de métodos de propagación asexual utilizados están en función de la especie y del cultivar, de la capacidad de regeneración de tejidos (raíces o parte aérea), del número de plantas producidas, del costo de cada proceso y de la calidad de la muda formada (Fachinello et al., 1994). Básicamente, un buen método de propagación debe ser de bajo costo, de fácil ejecución y debe proporcionar un elevado porcentaje de mudas obtenidas y de buena calidad sanitaria.

Las técnicas de propagación vegetativa más utilizadas son; estaquillado, acodos en cepada y acodos aéreos, injertos y cultivos “in vitro” o “micro propagación”.

2.3.1. Bases anatómicas y fisiológicas de la propagación por estacas

En la propagación por estacas y por estacas con yema foliar, sólo es necesario que se forme un nuevo sistema de raíces adventicias (neoformación), ya que existe un sistema caulinar en potencia, una yema (Hartmann y Kester, 1998).

A continuación se describirán los diferentes procesos anatómicos y fisiológicos involucrados en la obtención del enraizamiento a partir de las estacas.

2.3.1.1. Formación de raíces adventicias

Las raíces adventicias son de dos tipos: las raíces preformadas y las raíces de lesiones. Las primeras se desarrollan naturalmente en los tallos o ramas cuando todavía están adheridas a la planta madre pero que no emergen sino hasta después de que se corta la porción del tallo. Las raíces de lesiones se desarrollan sólo después de que se ha hecho la estaca, una respuesta al efecto de lesión al preparar la misma. Cuando se hace una estaca, las células vivientes que están en las superficies cortadas son lesionadas, quedando expuestas las células muertas y conductoras del xilema. El proceso subsecuente de cicatrización y regeneración ocurre en tres pasos:

En primer lugar, al morir las células externas lesionadas, se forma una placa necrótica que sella la herida con un material suberoso (suberina) y tapa el

xilema con goma. Esta placa protege las superficies cortadas de la desecación. A continuación, y luego de unos cuantos días, las células que están detrás de esa placa empiezan a dividirse y se puede formar una capa de células de parénquima (callo). Posteriormente a esto, en ciertas células próximas al cambium vascular y al floema se empiezan a iniciar raíces adventicias (Hartmann y Kester, 1998).

Los cambios anatómicos que pueden observarse en el tallo durante la iniciación de las raíces pueden dividirse en cuatro etapas:

1. Dediferenciación de células maduras específicas.
2. Formación de células iniciales de raíz en ciertas células cercanas a los haces vasculares, las cuales se han vuelto meristemáticas por dediferenciación.
3. Desarrollo subsecuente de estas células iniciales de raíces en primordios de raíces organizados.
4. Desarrollo y emergencia de estos primordios radicales hacia afuera a través del tejido de tallo, más la formación de conexiones vasculares entre los primordios radicales y los tejidos conductores de la propia estaca (Hartmann y Kester, 1998).

En plantas leñosas perennes, en las cuales hay una o más capas de xilema y floema secundarios, en las estacas de tallo normalmente se originan de células de parénquima vivientes, primordialmente en el xilema secundario joven, pero a veces lo hacen de otros tejidos como los radios vasculares, el cámbium, el floema, las lenticelas o la médula (Hartmann y Kester, 1998).

Por lo general, el origen y desarrollo de las raíces adventicias se efectúa cerca de y justamente fuera del núcleo central del tejido vascular. Al salir del tallo las raíces adventicias han formado una cofia y los tejidos usuales de la raíz, así como las conexiones vasculares completas con el tallo de que se originan. Las raíces adventicias usualmente se originan dentro del tallo (endógenamente) cerca del cilindro vascular, justo fuera del cámbium (Hartmann y Kester, 1998).

El tiempo que tarda la diferenciación de las células iniciales de la raíz, después de la colocación de las estacas en las camas de propagación, varía mucho. Las células iniciales de las raíces, preformadas o latentes generalmente permanecen en letargo hasta que se hacen estacas de los tallos y se colocan en condiciones ambientales favorables para el desarrollo posterior y la emergencia de los primordios como raíces adventicias. En *Populus X robusta* se forman en el tallo a mediados del verano y luego emergen de las estacas hechas en la primavera siguiente. En algunas especies se desarrollan para formar raíces aéreas en la planta intacta y se vuelven bastante prominentes.

Estas iniciales de raíz preformadas ocurren en el sauce (*Salix*), hortensia (*Hydrangea*), álamo (*Populus*), jazmín (*Jasminum*), grosella (*Ribes*) y en otras especies. La posición de origen de estas células iniciales de raíz preformadas es esencialmente la misma que la de otras raíces adventicias. Las especies con iniciales de raíz o preformadas, por lo general, enraizan con rapidez y facilidad, aunque las estacas de muchas especies que no las tienen enraizan con la misma facilidad (Hartmann y Kester, 1998).

2.3.1.2. Formación del callo

Cuando una estaca se coloca en condiciones ambientales favorables para el enraizamiento, de ordinario se desarrolla cierta cantidad de callo en su extremo basal. El callo es una masa irregular de células meristemáticas en varios estados de lignificación. El callo prolifera de células jóvenes que se encuentran en la base de la estaca en la región del cámbium vascular, aunque también pueden contribuir células de la corteza y de la médula. Con frecuencia las primeras raíces aparecen a través del callo, conduciendo a la creencia de que la formación de callo es esencial para el enraizamiento. En la mayoría de las plantas, la formación del callo y de las raíces son procesos independientes entre sí y cuando ocurren simultáneamente es debido a su dependencia de condiciones internas y ambientales similares (Hartmann y Kester, 1998).

Sin embargo, en algunas especies, aparentemente la formación del callo es precursora de la formación de raíces adventicias. Por ej; en *Pinus radiata*, *Sedum* y *Hedera helix* (fase adulta) las raíces adventicias se originan del tejido del callo que se formó en la base de la estaca (Hartmann y Kester, 1998).

Hay pruebas de que el pH del medio de enraizamiento puede influir en el tipo de callo producido, lo cual a su vez afecta la emergencia de las raíces adventicias de nueva formación (Hartmann y Kester, 1998).

2.3.1.3. Estructura del tallo y enraizamiento

El desarrollo de un anillo de esclerénquima continuo entre el floema y la corteza, al exterior del punto de origen de las raíces adventicias y el cual a menudo está asociado con la maduración, posiblemente constituye una barrera anatómica para el enraizamiento. En un estudio de estacas de olivo, este anillo estaba asociado con tipos de estacas difíciles de enraizar, mientras que aquellos de enraizamiento fácil se caracterizaban por la discontinuidad del anillo continuo de esclerénquima. Las estacas con hojas de tipos de enraizamiento difícil que tienen un anillo continuo de esclerénquima, al ser colocadas a enraizar bajo niebla, mostraron una proliferación activa de las células de radio del parénquima, resultante en la ruptura de la continuidad del anillo de esclerénquima, con lo cual se hizo posible el enraizamiento de tallos anatómicamente inadecuados para ello. También en estacas de otras especies se han observado casos de la asociación de cultivares difíciles de enraizar en

presencia de un anillo de esclerénquima altamente lignificado (Hartmann y Kester, 1998).

Aunque en algunos casos una envoltura de tejido lignificado en los tallos puede actuar como una barrera mecánica para la emergencia de las raíces, existen tantas excepciones a ello que ciertamente no puede ser una causa primaria de la dificultad de enraizamiento. Más aún los tratamientos con auxina y el enraizamiento bajo niebla ocasionan una expansión y una proliferación considerable de las células de la corteza, del floema y del cámbium que resulta en rupturas de los anillos continuos de esclerénquima. Aún así, no se registra formación de células iniciales de raíces en cultivares difíciles de enraizar de varias especies de frutales (Hartmann y Kester, 1998).

Las estacas de enraizamiento difícil de los estados maduros de la hiedra inglesa (*Hedera helix*), muestran en la corteza grupos compactos de fibras discontinuas de esclerénquima, pero las raíces adventicias no tienen dificultad para crecer a través de ellas. En este caso, algún otro factor debe ser responsable del escaso enraizamiento que se logra (Hartmann y Kester, 1998).

Las estacas de clavel, que enraizan con facilidad, tienen en los tallos una banda de esclerénquima y, sin embargo, los primordios radicales emergen de las estacas creciendo hacia abajo y saliendo de la base. Esta misma posibilidad queda abierta en aquellas plantas que tienen un anillo de esclerénquima impenetrable que bloquea la salida de las raíces. Es más probable que el enraizamiento esté relacionado con la formación de las células iniciales de raíces que con la restricción mecánica de un anillo de esclerénquima que impida la emergencia de las mismas (Hartmann y Kester, 1998).

Algunos tipos de estructura de los tallos o relaciones de tejidos en los mismos pueden ser más favorables que otros para la iniciación de los primordios de raíces. Esto ha sido mostrado por estudios en cidra (*Citrus medica*) que enraíza con facilidad, produciendo una profusión de raíces, que se originan de células iniciales de raíces preformadas que se encuentran a lo largo de todo el tallo, pocos días después de haber sido colocadas en el medio de enraíce, y en naranjo agrio (*Colletotrichum aurantium*), que después de varias semanas sólo forma unas cuantas raíces en la base de la estaca (Hartmann y Kester, 1998).

La formación de las raíces adventicias puede depender también de ciertos factores inherentes no translocables, determinados por el genotipo de las células individuales del tejido. Sin embargo, es probable que para establecer condiciones que favorezcan la iniciación de raíces existan interacciones entre ciertos factores fijos o no-móviles situados dentro de las células, tal vez ciertas enzimas, y nutrientes fácilmente conducibles y factores endógenos del enraizamiento (Hartmann y Kester, 1998).

2.3.1.4. Rol de las hormonas en el enraizamiento

Por otro lado, y según Hartmann y Kester (1998), para la iniciación de las raíces adventicias, algunas concentraciones de materiales que ocurren naturalmente tienen una acción hormonal más favorable que otras. Dentro del grupo de reguladores del crecimiento, las auxinas son las que ejercen mayor efecto en la formación de raíces adventicias en estacas.

Posteriormente se demostró que el ácido indolbutírico (AIB) y el ácido naftalenacético (NAA), aunque no sean de ocurrencia natural, eran aún más efectivos para éste propósito que el ácido indolacético de ocurrencia natural. Se ha confirmado muchas veces que la auxina, natural o aplicada artificialmente, es un requerimiento para la iniciación de raíces adventicias en presencia de auxina, ya sea exógena o endógena (Hartmann y Kester, 1998).

Las auxinas son esenciales en el proceso de enraizamiento, posiblemente porque estimulan la síntesis de etileno el cual, a su vez, favorece la emisión de raíces. Los niveles de ácido indolacético (AIA) en la planta son variables conforme a la velocidad de las reacciones de síntesis, destrucción e inactivación, que a su vez, es afectada por algunos factores, tales como:

- a. edad fisiológica del órgano y de la planta.
- b. Condiciones ambientales. En plantas perennes de clima templado, los mayores niveles de auxina son encontrados en primavera y en verano.
- c. Parte de la planta. Las concentraciones de AIA son mayores en las zonas de síntesis (regiones de crecimiento activo) y son muy bajas en tejidos ya diferenciados (Fachinello et al., 1994).

2.3.1.5. Efectos de yemas y hojas en el enraizamiento de estacas

Según lo citado por Hartmann y Kester (1998), y basado en estudios realizados en 1925 por van der Lek, se supuso que en las yemas en desarrollo se formaban unas sustancias de tipo hormonal que eran transportadas en el floema a la base de las estacas, en donde estimulaban la formación de raíces. Posteriormente, Went y Bouillene en 1933, encontraron en cotiledones, hojas y yemas sustancias que estimulaban el enraizamiento de las estacas, llamando a esos materiales “rizocalina”.

Hartmann y Kester (1998), destacan que una estaca sin yema no forma raíz aunque se trate con una preparación rica en auxina. Este descubrimiento indica que para la formación de las raíces se necesitaba un factor diferente a la auxina, presumiblemente producido por la yema. Went, citado por Hartmann y Kester (1998) postuló que en las hojas se manufacturaban factores específicos distintos a la auxina y que eran necesarios para la formación de las raíces.

Desde hace tiempo, se demostró que la cantidad de alguna o algunas sustancias formadoras de raíces, distintas a las auxinas, pero de ocurrencia natural todavía no identificadas pero esenciales para la formación de raíces puede ser abundante en algunas plantas y escasa o aún inexistente en otras (Hartmann y Kester, 1998).

Timan y Delisle, citados por Hartmann y Kester (1998), pensaron que dicho factor puede existir en cantidades mayores en plantas jóvenes, tales como plántulas de un año, explicando así la relativa facilidad con que enraizan las estacas tomadas de planta jóvenes, mostrando el “efecto de juvenilidad”.

En algunas plantas, si se quita un anillo de corteza hasta llegar a la madera justamente abajo de una yema, se reduce la formación de raíces indicando con ello que existe cierta influencia que se desplaza por el floema desde la yema hasta la base de la estaca, donde se activa para estimular la iniciación de las raíces. Se ha demostrado que si se toman estacas de madera dura a mediados del invierno, cuando las yemas están en período de reposo, estas no tienen efecto estimulador del enraizamiento, pero que si las estacas se preparan a principios del otoño o en la primavera, cuando las yemas están en actividad, muestran un fuerte efecto estimulador del enraizamiento (Hartmann y Kester, 1998).

Con respecto a los efectos de las hojas sobre el enraizamiento, existen numerosas experiencias que indican que la presencia de hojas en las estacas ejerce una fuerte influencia estimulante sobre la iniciación de las raíces. En aquellas estacas de cultivares difíciles de hacer enraizar bajo niebla pronto tiran sus hojas y mueren, mientras que en aquellos que enraizan con facilidad las hojas son retenidas por muchos meses (Hartmann y Kester, 1998).

Por otro lado, en estacas de enraizamiento fácil, se encontró que además de que mantenían las hojas, en la cama de propagación, mostraron cinco veces más almidón en la base de las mismas que el que había al inicio. Indudablemente los glúcidos traslocados de las hojas contribuyeron a la formación de las raíces. Sin embargo, es probable que los fuertes efectos de las hojas para promover el enraizamiento se deban a otros factores más directos. Se sabe que las hojas y las yemas son grandes productores de auxina y los efectos se observan directamente debajo de ellas, indicando que hay implicado un transporte del ápice a la base (Hartmann y Kester, 1998).

Injertando una porción foliosa de un clon de enraizamiento fácil en la porción basal de un tallo de un clon de enraíce difícil y preparando luego la combinación como una estaca, se logra que enraíce con facilidad. Tal vez los factores de enraizamiento proporcionados por las hojas o las yemas del clon de enraizamiento fácil estimule la formación de raíces en la parte basal del material de enraizamiento difícil (Hartmann y Kester, 1998).

Es probable que ciertas plantas de enraizamiento difícil pueden no llegar a enraizar debido a la presencia de inhibidores del enraizamiento de ocurrencia natural (Hartmann y Kester, 1998).

2.3.1.6. Cambios bioquímicos durante el desarrollo de raíces adventicias

El hecho de que la acción de la auxina requiera la presencia de factores nutricionales (glucosa) es debido al requerimiento de una fuente de carbono para la biosíntesis de los ácidos nucleicos y de las proteínas, lo que demuestra que es evidente que el almidón desempeña un papel nutricional importante en el desarrollo de las raíces adventicias (Hartmann y Kester, 1998).

Usando CO₂ radioactivo aplicado a las hojas se determinó que, en el desarrollo de raíces adventicias en estacas de ciruelo tratadas con IBA, tan pronto como se inició la formación del callo y de las raíces, se registró un aumento marcado de azúcares (y pérdida de almidón) en la base de las estacas, apareciendo C¹⁴ en la sacarosa, la glucosa, la fructosa y el sorbitol. Aparentemente el callo y las raíces en desarrollo actúan como un “sumidero” de los carbohidratos que se mueven de la parte superior de la estaca (Hartmann y Kester, 1998).

2.3.2. Condición fisiológica de la planta madre

Como se ha mencionado anteriormente, existen varios factores internos, tales como: el contenido de auxina, de cofactores de enraizamiento y las reservas de carbohidratos que pueden, desde luego, influir en la iniciación de raíces de las estacas (Hartmann y Kester, 1998).

Es importante recordar que, las porciones basales de las ramas tendrán el equilibrio de bajo contenido de nitrógeno y alto contenido de carbohidratos, favorable para el buen enraizamiento. Pero, para que pueda efectuarse la iniciación de las raíces, el nitrógeno es necesario para la síntesis de ácidos nucleicos y de las proteínas (Hartmann y Kester, 1998).

2.3.2.1. El factor de juvenilidad de la planta madre

En plantas difíciles de hacer enraizar, la edad de la planta madre puede ser un factor dominante en la formación de las mismas. Las estacas de tallo o de raíz tomadas en la fase de desarrollo juvenil del crecimiento, como se encuentran en las plantas jóvenes, forman con frecuencia nuevas raíces con mayor facilidad que aquellas tomadas de plantas que están en la fase adulta de su desarrollo, ya sean procedentes de semilla o propagadas vegetativamente (Hartmann y Kester, 1998).

Según Hartmann y Kester (1998), la variabilidad en crecimiento y desarrollo en las fases juvenil y adulta, representan otro factor de variación asociados a la propagación vegetativa, y es necesario que los propagadores reconozcan esos factores para poder controlarlos. El desarrollo ontogénico de

la plántula durante su ciclo biológico se efectúa en diferentes fases, designadas como juvenil y adulta, separadas por una fase de transición. Estas fases pueden manifestarse en tres formas básicas:

1. El potencial para cambiar del crecimiento vegetativo a la madurez reproductiva está controlada en las puntas de las ramas (meristemas) que en la fase juvenil no tienen la capacidad para iniciar flores aun cuando se les proporcionen condiciones adecuadas para inducir la floración.
2. Pueden ocurrir variaciones en caracteres morfológicos y fisiológicos específicos, incluyendo forma de la hoja, vigor y presencia de espinas que están asociadas con diferentes fases.
3. En las diferentes fases de las plantas ocurren diferencias en la capacidad de sus partes para regenerar ramas o raíces, siendo la regeneración más probable en la fase juvenil que en la madura.

Estos fenómenos de cambios de fase tienen como aspecto significativo que, en la planta pueden mostrarse simultáneamente en diferentes partes de la misma, la fase juvenil, de transición y adulta (Hartmann y Kester, 1998).

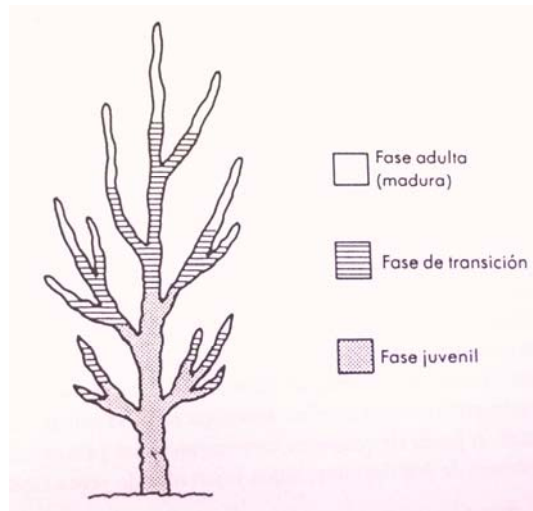


Figura 1. Diferentes fases de maduración en una especie leñosa perenne (extraído de Hartmann y Kester, 1998).

Se recomienda extraer estacas de la base de las plantas, ya que presentan tejidos más juveniles, que mostrarán mejores condiciones para enraizar. Por otra parte, cualquier tratamiento que mantenga la fase juvenil de crecimiento será de valor para prevenir la declinación del potencial de enraizamiento a medida que envejezcan las plantas madres. Los beneficios de mantener el potencial de enraizamiento con el cultivo en setos, probablemente

son explicados por la prevención del cambio de fase de juvenil a adulta (Hartmann y Kester, 1998).

Tal es así que el hecho de que ramas cercanas al sistema radicular conservan la juvenilidad, ha sido, desde hace tiempo, considerado y aprovechado, a través de prácticas, como la del acodo en cepada; la utilización de raigones en especies como el manzano, ciruelo y cerezo; a la poda severa en setos para abastecimiento de estacas (Alvarez Argudín, 1996).

La relación de la juvenilidad con el crecimiento de las raíces tal vez se pueda explicar por el incremento en la formación de inhibidores del enraizamiento a medida que la planta se hace vieja. Estudios efectuados en Australia mostraron que existe una asociación directa y cuantitativa entre esa disminución del enraizamiento y la producción de un inhibidor de las raíces en los tejidos de la base de las estacas. En los tallos jóvenes procedentes de plántulas ese inhibidor estaba ausente, al igual que en el tejido de tallo adulto de *Eucalyptus de glupta* que enraíza con facilidad (Hartmann y Kester, 1998).

Es posible que la reducción del potencial de enraizamiento con la edad sea resultado de una disminución del contenido de compuestos fenólicos. Los fenoles actúan como cofactores o sinérgistas de la auxina en la iniciación de las raíces. En ciertas plantas, se observó que el contenido de fenoles era menor en las formas maduras que en las formas juveniles (Hartmann y Kester, 1998).

Para lograr el enraizamiento de estacas de especies difíciles, sería útil poder inducir en las plantas adultas la producción de formas juveniles que enraizan con facilidad, como ser, realizándoles una poda severa promoviéndola a emitir chupones o brotes vigorosos (Hartmann y Kester, 1998).

Es de importancia recordar que la condición juvenil se encuentra sólo en tejidos tales como los que se originan de plántulas jóvenes, de aquellos de la porción juvenil inferior de árboles adultos maduros, de los que se originan de yemas adventicias (no latentes) de aquellos tallos que se han hecho revertir a su estado juvenil con tratamientos de giberelina o por injerto en madera juvenil (Hartmann y Kester, 1998).

2.3.2.2. Técnicas para mejorar el enraizado en plantas madres

Para las plantas difíciles de hacer enraizar se pueden usar varios tratamientos para alterar la condición fisiológica o nutricional de las plantas madres o porciones de las mismas. Estos tratamientos, que a menudo conducen al incremento del enraizamiento de las estacas tomadas de esas plantas incluyen el ahilamiento y/o el anillado de las ramas cierto tiempo antes de hacer las estacas. Con el anillado, o la constricción del tallo en alguna otra forma, se bloquea la translocación hacia abajo de carbohidratos, hormonas y otros posibles factores que promueven el crecimiento de las raíces y puede

conducir a un aumento en su iniciación. Con el anillado se obtuvo también un aumento considerable en el contenido de un cofactor de enraizamiento más arriba del sitio del anillado (Hartmann y Kester, 1998).

El etiolado es el resultado del desarrollo de plantas en ausencia de luz, produciendo características tales como hojas pequeñas y no expandidas, tallos alargados, y falta de clorofila, que produce un color amarillento o blanquecino.

Desde hace mucho se sabe que la práctica de inducir el etiolado, en la cual la radiación que se proporciona a las plantas madres o a cierto tejido que va a ser el sitio de iniciación de las raíces adventicias es reducida a casi cero, es notablemente efectiva para aumentar la formación de raíces adventicias en tejidos de tallo. En las estacas en ahilamiento, se encontró que durante el período de iniciación de raíces, en el sitio de ahilamiento había una concentración mayor de auxina endógena (IAA) (Hartmann y Kester, 1998).

Se han obtenido pruebas sólidas de que plantas madres que han recibido baja radiación lumínica, proporcionan estacas que enraizan mejor que aquellas tomadas de plantas madres que se han desarrollado bajo luz de alta intensidad (Hartmann y Kester, 1998).

No se han establecido aún las razones para la asociación del incremento de enraizamiento de las estacas con la reducción de la iluminación proporcionada tanto a las plantas madres como a las estacas en sí, pero se han propuesto algunas teorías.

Se ha mostrado que los contenidos de ciertos inhibidores naturales del crecimiento son mayores en tejidos:

1. Cultivados en la luz que en tejidos ahilados. Esos inhibidores pueden reducir el enraizamiento, aunque este efecto no ha sido demostrado.
2. Una segunda teoría sugiere que aunque las plantas que crecen activamente bajo luz intensa a menudo contienen más auxinas nativas, ésta permanece en los puntos de crecimiento, dejando un contenido bajo en los tejidos basales que producen raíces.
3. Una tercera teoría se basa en las relaciones que se sabe existen entre el contenido óptimo de ellos para que la auxina estimule el enraizamiento. Los contenidos de carbohidratos superiores al óptimo, que se presentan en plantas que están bajo alta irradiación, no interaccionan eficientemente con la auxina en la formación de las raíces (Hartmann y Kester, 1998).

En conclusión, al trabajar con estacas de algunas plantas que enraizan con dificultad, es posible que se obtenga un aumento de ésta cultivando las plantas madres y enraizando las estacas con niveles de radiación bajos, ya sea colocando una sombra de tela sobre las plantas madres que crezcan a la

intemperie o si éstas se cultivan en macetas pasándolas a un sombráculo (Hartmann y Kester, 1998).

2.3.3. Tratamientos de las estacas

2.3.3.1. Reguladores del crecimiento

El descubrimiento efectuado en 1934 y 1935 de que algunas auxinas, como el ácido indolacético (AIA) y el ácido indolbutírico (AIB) tenían un valor real para estimular la producción de raíces adventicias en estacas de tallo y de hoja constituye un evento fundamental en la historia de la propagación (Hartmann y Kester, 1998).

En los tejidos de tallo, el flujo de la auxina natural ocurre en dirección basípeta. Apparentemente se registraba suficiente movimiento para llevar la auxina aplicada a las partes de la estaca donde estimula la producción de raíces. En pruebas con ácido indolacético radiactivo (4000 ppm durante 5 segundos) para el enraizamiento de estacas con hojas de ciruelo, se observó que el AIA era absorbido y distribuido a lo largo de la estaca en 24 h, ya sea que se aplicara al ápice o a la base (Hartmann y Kester, 1998).

En estudios de respiración de los tejidos de los extremos basales de estacas tratadas con AIB, así como de las testigos, se encontró que para el tiempo en que se habían formado las raíces en las estacas tratadas, su tasa de respiración era cuatro veces mayor que aquella de las no-tratadas. Además, las estacas tratadas con AIB después de 48 h del tratamiento tenían en sus bases una concentración de aminoácidos cuatro veces mayor que la de las no tratadas. Este patrón continuó con la acumulación de sustancias nitrogenadas en la parte basal de las hojas tratadas, aparentemente movilizadas en la parte superior y translocadas como asparragina (Hartmann y Kester, 1998).

El uso de reguladores del crecimiento tiene como finalidad aumentar el porcentaje de estacas que forman raíces, acelerar su iniciación, aumentar el número y la calidad de raíces formadas y aumentar la uniformidad del enraizamiento. Algunos reguladores, como las auxinas sintéticas, pueden inhibir el desarrollo de las yemas y, consecuentemente, de las ramas (Fachinello et al., 1994).

Esta práctica se destina a establecer un balance hormonal favorable para el enraizamiento. En general, son utilizadas auxinas sintéticas, (AIB, ANA, AIA, 2,4-D), que tienden a elevar el contenido hormonal en los tejidos de la estaca. Mas allá de eso, pueden también ser utilizados inhibidores de síntesis de giberelinas, las cuales son antagónicas al proceso de la iniciación radical. El tratamiento con citoquininas (cinetina, benziladenina, benzilaminopurina) estimula el desarrollo de las brotaciones adventicias, lo que es importante, en el caso de que se trabaje con estacas de hojas o raíces (Fachinello et al., 1994).

La utilización de reguladores del crecimiento en el enraizado de estacas es una práctica largamente difundida, siendo una técnica que, en muchas especies de difícil enraizamiento, puede viabilizar la producción de mudas a través del estaquillado. Los principales reguladores del crecimiento usados con ésta finalidad son las auxinas (Fachinello et al., 1994).

Dentro de los tipos de auxinas sintéticas utilizadas para el enraizamiento de las estacas, el ácido indolbutírico (AIB), presenta como ventajas que es foto-estable, de acción localizada, persistente y no es tóxico en amplia gama de concentraciones, tampoco es atacado por acción biológica (Fachinello et al., 1994).

Con respecto al método de aplicación, si es usado en solución concentrada, la inmersión de la base de las estacas (0.5 a 1.0 cm) debe ser realizada en un período de 5 segundos aproximadamente. La exposición por un tiempo mayor, así como concentraciones muy elevadas, pueden ocasionar efectos fitotóxicos, como la inhibición del desarrollo de yemas, amarillamiento y quema de hojas y, hasta incluso muerte de las estacas (Fachinello et al., 1994).

2.3.3.2. Niebla artificial o sistema “mist”

Para reducir al mínimo la transpiración foliar, la presión de vapor de agua de la atmósfera que las rodea, debe mantenerse tan semejante como sea posible a la presión de agua que existe en los espacios intercelulares de la hoja (Hartmann y Kester, 1998). Ello se logra, a través de la técnica de la niebla artificial o “mist” (Alvarez Argudín, 1996).

Para la multiplicación de estacas leñosas que ofrecen dificultades por los métodos clásicos y corrientes, se requiere infraestructuras y técnicas especiales, no ajustadas plenamente, aún en aquellos países técnicamente avanzados, donde desde hace años se viene experimentando (Alvarez Argudín, 1996).

La nebulización es la aplicación de agua en forma de niebla sobre las estacas, creando una atmósfera destinada a reducir la pérdida de agua por las hojas. La reducción de las tasas de transpiración y de respiración por las hojas, así como la reducción de la temperatura de las mismas, son obtenidas por la formación de una película de agua sobre las hojas, proporcionada por la nebulización intermitente. Esto asegura el destino de fotosintatos y nutrientes para la formación de las raíces (Fachinello et al., 1994).

La instalación se compone de una línea de pulverizadores o emisores con orificios muy pequeños, que permiten una pulverización de agua en gotas muy finas. Esas líneas están dispuestas sobre las estructuras que llevan las estacas, de manera de obtener una repartición homogénea de la niebla. La nebulización no debe ser continua, sino intermitente, para no disminuir demasiado la

temperatura de las estacas ni del sustrato, para evitar el lavado de los nutrientes y hasta la posible podredumbre de las estacas (Favreau, Caballero, citados por Alvarez Argudín, 1996).

Para la plantación de estacas semileñosas, debe tenerse en cuenta que, de las hojas presentes en las estacas si bien estimulan la formación de las raíces, al transpirar, producen una pérdida de agua tal, que puede ocasionar su muerte, antes que restituyan el agua perdida (Alvarez Argudín, 1996).

Es importante que el agua sea aplicada en intervalos regulares, durante todo el período diurno. Para evitar el exceso de aplicación de agua, puede ser eliminada la nebulización durante la noche. En las horas más calientes del día, los intervalos entre las nebulizaciones deben ser menores, automatización. El control de los intervalos de accionamiento del sistema de nebulización puede ser efectuado a través de algunos mecanismos, tales como:

- Hoja húmeda, la cual consiste de una superficie de tela metálica, que simula una superficie de hoja, cuando esta pierde agua a un nivel pre-establecido, es accionado el mecanismo de nebulización.
- Temporizador, que consiste en un aparato que acciona el sistema a intervalos regulares de tiempo.
- Controlador electrónico de humedad, constituido de un sistema computarizado de accionamiento del riego con base en la temperatura y humedad relativa del aire (Fachinello et al., 1994).

La nebulización puede ser instalada en invernáculos, al igual que en ambientes externos. El ambiente protegido es el más adecuado para esta técnica, una vez que permite una aplicación controlada de agua, además de evitar el efecto del viento sobre la niebla producida (Fachinello et al., 1994).

También se usan nutrientes en el agua de riego, pudiendo mejorar la calidad de las raíces formadas y el crecimiento subsiguiente de las estacas enraizadas (Fachinello et al., 1994).

2.3.3.3. Cuidados durante y después del enraizamiento

La división y el enraizamiento solo ocurren con células turgentes y por lo tanto, el principal cuidado a tener en cuenta durante el enraizamiento es el mantenimiento de un adecuado tenor de agua en el sustrato y en la parte aérea de la estaca. Especialmente cuando se trabaja con nebulización, la aplicación de agua para mantener las hojas húmedas implica una saturación con agua del sustrato, por eso, el drenaje del agua también debe merecer atención, pues el exceso hídrico perjudica el enraizamiento (Fachinello et al., 1994).

Por lo tanto, las características del sustrato son importantes, ya que este debe:

- * mantener las estacas en su lugar durante el período de enraizamiento.
- * proporcionar humedad a las estacas y permitir la penetración del aire a la base de la estaca (Hartmann y Kester, 1998).

También debe prestarse atención al manejo fitosanitario, durante el enraizamiento y luego del mismo, con la utilización de tratamientos periódicos de fungicidas (cada 1 o 2 semanas, con Captan o Benomil), de modo de reducir el ataque de patógenos, principalmente hongos saprofitos sobre las estacas, especialmente si se considera que un ambiente de elevada humedad favorece la proliferación de éstos. El monitoreo de enfermedades es muy importante en este sentido. Para disminuir el potencial de inóculo, se deben eliminar las hojas caídas y las estacas muertas (Fachinello et al., 1994).

2.4. INVESTIGACIÓN EXISTENTE EN LA PROPAGACIÓN DEL GUAYABO

A diferencia de otras especies frutales, existe en la región escasa bibliografía referida a su propagación vegetativa (Franzon et al., 2004).

Se considera que el guayabo es una especie de difícil enraizamiento (Fachinello et al., 1994) y se conocen solo algunos trabajos realizados a nivel mundial, referidos al tema.

2.4.1. Estaquillado

El estaquillado, es el método más eficiente de propagación vegetativa, especialmente cuando no se dispone de porta-injertos que tengan alguna ventaja en términos de precocidad, porte de las plantas, tamaño de los frutos, o resistencia a plagas y enfermedades del suelo (Ducroquet et al., 2000).

Tamaro, citado por Mattos (1986), informa que esta mirtácea, también puede ser multiplicada por medio de estaquillas. Aquel autor recomienda usar estacas de 10cm de longitud, cortándoles las hojas basales y plantándolas en cestos, bajo protección de vidrio.

“Un método nuevo de obtenerse plantas por estacas de guayabo del país, como de otros arbustos es practicado por Mr. Stewart, capataz del invernáculo del Jardín Botánico de Edimburgo, llamado Método Solar Stewart”...El mismo consiste en colocar las estacas en arena pura en una caja con tapa de vidrio a pleno sol. “El calor se torna muy intenso dentro de la caja, tanto es así que, se creería que las estacas morirían. Si ellas fueron abundantemente regadas durante el tiempo caliente (cada media hora), formarían raíces dentro de los 10 días. Arbustos, que se consideraban imposibles de su reproducción por estacas, han sido propagadas con éxito por éste método. Algunas que llevan de 2 a 3 meses para enraizar, por éste método necesitan apenas 10 días” (Mattos, 1986).

La técnica utilizada en Nueva Zelanda consiste en extraer en mayo estacas semileñosas de 15-20 cm con 3 entrenudos, conservando las dos hojas del nudo superior de la estaca. La base (1cm) es tratada con AIB a 2000 ppm diluido en una solución acuosa de isopropanol (50:50), por inmersión rápida, y las estacas son colocadas en un medio de base llevada a 20° C sobre un túnel plástico. Las tasas de prendimiento varían entre 4 y 76%, siendo el cultivar el principal factor de variación. Por otro lado se debe tener en cuenta la colecta de las estacas en la planta, siendo la parte baja y sombreada la más favorable. Así mismo, las estacas llevan 8 semanas o más para emitir raíces según Ivey, citado por Ducroquet et al. (2000).

Thorp y Bielecki (2002), informan que para la propagación por estacas, los renuevos de tamaño uniforme deberían cortarse desde febrero en adelante para el hemisferio sur, cuando la estación de crecimiento actual ha prácticamente parado y la madera esta comenzando a endurecerse. Debería existir una demora mínima entre la instancia de la cosecha y la preparación de las estacas. Estas estacas convendrían que fueran de tres nudos, con todas las hojas extraídas menos las dos del ápice. La base de la estaca es raspada y sumergida en hormona de enraizamiento, usando la concentración adecuada para estacas semileñosas. Si las estacas de punta blanda son empleadas, los niveles de auxina deberían ser de un tercio de los recomendados para otras plantas, ya que las altas concentraciones pueden inhibir el enraizamiento (MacKay et al., citados por Thorp y Bielecki, 2002). Para obtener un mejor resultado, las estacas no deberían dejarse secar, siendo puestas tan pronto como sea posible en camas de propagación bajo condiciones bien controladas, conteniendo 75% de arena de perlita y 25% de turba, a 25° C bajo niebla densa o "mist" sobre ellas. La formación de las raíces generalmente ocurre entre las 8 a 10 semanas aunque más tiempo se requiere en estacas de final del otoño y el invierno. Las estacas se ponen en macetas una vez que han emitido raíces y el crecimiento de los renuevos haya comenzado. Una línea pareja de estacas con dimensiones similares asegura también que un enraizamiento parejo se logre en todas las estacas formando raíces al mismo tiempo. Para tener éxito con este sistema de propagación, es importante usar esquejes jóvenes y tener buen control de la temperatura y la humedad en el invernáculo.

Duarte et al. (1992), recomiendan que, utilizando estacas semileñosas colectadas en marzo, utilizando AIB en inmersión rápida, y sobre un régimen de niebla intermitente, se obtiene valores de hasta un 31.6% de estacas enraizadas en la concentración de 5000 ppm. Sin embargo, con la utilización de AIB en forma de polvo de hasta 11000 ppm, Figueiredo, citado por Ducroquet et al. (2000), obtuvo resultados poco satisfactorios.

Según Cacioppo (1988), el guayabo del país, ha demostrado que puede vegetar de manera satisfactoria y que puede proporcionar buenos resultados

productivos aún cuando su sistema radical no proceda de semilla. Por ello es preferible propagarla por estaca ya que si ésta se toma del cultivar previamente elegido para constituir la plantación, se elimina así la práctica del injerto.

Los mejores resultados se consiguen con estacas tomadas de brotes semiherbáceos, esto es, no bien lignificados, entre fines de abril y primeros de mayo. Según este autor, las estacas deben ser de una longitud de 10 cm y deben quitársele las hojas basales y algunas apicales para reducir la transpiración. Para conseguir el enraizamiento se ponen, inmediatamente después de cortarlas, en un buen mantillo tras haberlas sometido a un tratamiento con hormonas rizógenas (ácido indolbutírico), (Cacioppo, 1988).

Además del otoño, las estacas pueden cortarse y ponerse a enraizar en los meses de noviembre a febrero. Se toman las estacas de la parte baja de las plantas más robustas. Cada estaca debe tener tres nudos y dos hojas. Después de tratarlas con AIB a 2000 ppm, se ponen a enraizar en un sustrato con calor de fondo a una temperatura de 21° C, en invernadero y remojadas periódicamente (mediante "mist"). Después de 8 a 12 semanas, ya enraizadas, se transplantan a macetas de PVC o se plantan directamente en campo si las condiciones climáticas y las del terreno lo permiten (Cacioppo, 1988).

En otro trabajo, donde se llevaron a cabo dos experimentos evaluándose en el primer caso, el efecto de AIB (0, 200 y 400 mg L⁻¹), en inmersión rápida de las estacas por 24 horas, retiradas de diferentes porciones de la rama (apical, medio y basal). Y el segundo con estacas herbáceas, evaluando el efecto de AIB (0, 2000, 4000 y 8000 mg L⁻¹) sobre estacas de diferentes tamaños; de 12 y 18 cm, no ocurrió formación de raíces en estacas de Guayabo del país en ninguno de los tratamientos aplicados. La sobrevivencia de las estacas leñosas tiende a ser mayor en aquellas retiradas de la porción basal de la rama. En estacas de 12 cm de longitud es mayor que aquellas de 18 cm. Hubo fitotoxicidad por AIB en las estacas herbáceas, en concentraciones a partir de 4000 mg L⁻¹, y bajo porcentaje de formación de callo en las estacas herbáceas (Franzon et al., 2004).

Según Boliani y Sampaio (1995), evaluando los efectos de la juvenilidad y el uso de AIB en diferentes concentraciones (0, 1000, 2000, 4000), en el enraizamiento de estacas herbáceas de Pitanga (*Eugenia uniflora*), encontraron que esta especie, mostró posibilidades de propagación a través de estacas herbáceas. Así como también se pudo concluir que el material juvenil fue el que presentó mayor porcentaje de estacas enraizadas (65,46%), con respecto al material adulto (14,69%); donde el porcentaje de enraizamiento de las estacas, aumentó con el aumento de la concentración de AIB. Sin embargo el enraizamiento de las estacas de material juvenil no fue afectado por el empleo de AIB, en las diferentes concentraciones.

Según Fachinello et al. (1992), fueron realizados experimentos en el Departamento de Fitotecnia de FAEM, en el monte de docencia de la FAEM/UFPEL y en el CNPFT/EMBRAPA, Pelotas, con el objetivo de evaluar diferentes métodos de propagación vegetativa en goiabeira serrana *Feijoa sellowiana* Berg. Los métodos involucraron el uso de la injertación, propagación por cepa y el estaquillado. Los resultados obtenidos demostraron que la goiabeira serrana puede ser propagada vegetativamente por los tres métodos ensayados. Con respecto al estaquillado, el ácido indolbutírico aumentó el porcentaje de estacas enraizadas y, sin embargo no hubo diferencias significativas entre las concentraciones utilizadas de AIB. El tratamiento con 5.000 ppm de AIB proporcionó el mayor número de estacas enraizadas.

Así mismo, se realizó un trabajo en guayabo brasileiro (*Psidium guajava*), donde se pretendía verificar la influencia del etiolamiento (o sombreado) de plantas madres de guayabo, cultivares Rica y Kumagai, y la aplicación de AIB en el enraizamiento de estacas. El experimento fue conducido en bloques al azar, en factorial 2x3, donde los factores estudiados fueron concentraciones de AIB (0 y 2000 ppm) y sombreamiento (0, 30, 50%). Las estacas fueron colocadas para enraizar en una cámara de niebla intermitente y luego de 60 días, se obtuvieron resultados: 1. Las capacidades de enraizamiento difieren según los cultivares utilizados, mostrándose con mejores resultados el cultivar Kumagai y con un 30% de sombreamiento. 2. Para el cultivar Rica, se obtuvo un mayor valor con 30% de sombra y una concentración de AIB de 2000 ppm. De todas maneras la utilización de AIB aumentó el número de raíces formadas en estacas de guayabo (Da Costa et al., 2003).

Coutinho et al. (1992) en otro trabajo con el objetivo de verificar la eficiencia del ácido indolbutírico y del antioxidante polivinilpirrolidona, en el enraizamiento de estacas semileñosas del Guayabo del país, tomó estacas de 12cm de longitud, con 2 hojas en el ápice que trató con las siguientes concentraciones de ácido indolbutírico (AIB) y polivinilpirrolidona (PVP): T1= testigo (agua destilada); T2= 5000 ppm de AIB; T3=T2+500 ppm de PVP; T4= T2+ 250 ppm de PVP; T5= 500 ppm de PVP; y T6=250 ppm de PVP. Luego, fueron colocadas para enraizamiento, sobre condiciones de invernáculo, con sistema de niebla intermitente. Se verificó que los tratamientos ensayados no indujeron el enraizamiento, en un período de 50 días. Hubo formación de callo en estacas de todos los tratamientos, ocurriendo una diferencia significativa solamente entre los tratamientos de AIB 5000 ppm +PVP 500 ppm (54,42%) y el testigo (14,23%).

2.4.2. Injertos

En virtud de la dificultad de propagación del guayabo del país a través de estacas, puede ser utilizada la injertación. Thorp y Bielecki (2002), reportan que si bien las plantas injertadas llevan menos tiempo en establecerse en el monte,

las mismas producen muchos chupones desde sus porta-injertos, pudiendo causar problemas de manejo.

En este proceso de multiplicación, Mattos (1986), menciona que se usa la muda proveniente de semillas como porta-injerto (var. Típica, de cáscara lisa para proporcionar plantas bajas); pudiéndose realizar, principalmente, el injerto por encostra lateral, ya que éste proceso ofrece buenos resultados, aunque la cicatrización de las partes se verifica tardíamente. Tamaro, citado por Mattos (1986), recomienda el injerto como medio de garantizarnos los caracteres de buenos cultivares. Así mismo Popenoe, citado por Mattos (1986), informa que...“ sin embargo no es muy recomendable para los viveros, y que se usa cuando se tiene una planta superior y que se la quiere propagar”.

Mielke y Fachinello (1993), realizaron dos experimentos, uno dentro del Departamento de Fitotecnia de FAEM/UFPel y otro en el monte de docencia Prof. Antonio R. D. da Silva, en CAP/UFPel, Pelotas, RS. El objetivo de los experimentos fue evaluar tres métodos de injertos de invierno en goiabeira serrana (*Feijoa sellowiana* Berg.). Los métodos evaluados fueron: injerto de yema con leño, injerto de lengüeta simple y en doble lengüeta. Fueron utilizados porta-injertos originados de semillas, con aproximadamente un año de edad y diámetro en el entorno a los 7 mm, mantenidos en bolsas de polietileno y cubiertos por un nylon o protegidos (experimento 1), y otros instalados en invernáculo (experimento 2). El experimento 1 fue realizado en dos épocas (17/06 y 05/08/91) y el experimento 2 el 22/07/91. Se realizó una evaluación 90 días después de la injertación, cuando fueron retiradas las cintas y otra 15 días después de la primera, considerada como definitiva, siendo evaluado el índice de prendimiento (%) e injertos con brotaciones (%). Los mejores resultados fueron obtenidos utilizándose porta-injertos acondicionados y mantenidos protegidos o cubiertos, con injertos realizados al inicio de agosto. El mejor método, de los dos experimentos, fue el injerto de yema con leño (con 57,5% de prendimiento), seguido del injerto de lengüeta simple (con 45%) y doble lengüeta (con 35%).

Se ensayó también el injerto de raíz, pero con resultados bastante bajos. En lo que refiere a la producción de porta-injertos, según Rocha, citado por Fachinello et al. (1994), el diámetro de 6.0 mm, recomendado para el injerto, es obtenido cerca de un año después de la siembra, con transplante para el vivero de septiembre a enero.

Según Pugliano, Fankhauser, citados por Fachinello y Nachtigal (1992), la injertación presenta como inconvenientes la dificultad de prendimiento y el quiebre del injerto en el punto de unión con el porta-injerto, siendo el injerto inglés realizado en lengüeta simple el más utilizado.

Según Ducroquet et al. (2000), tanto los injertos de lengüeta simple y doble lengüeta son viables, con varetas de 2 y 4 yemas, realizados al final del invierno, sobre plantines de 1 o 2 años mantenidos en bolsas de polietileno de 3 a 5 litros, presentando una altura de aprox. un metro y diámetro de 8 a 10 mm, en el punto del injerto, 40 cm por encima del nivel del suelo. La vareta y porta-injerto deben ajustarse perfectamente, cambium con cambium, en toda la extensión del corte. La dificultad viene dada porque la cáscara o corteza es muy fina y el leño muy duro. Para protegerlo del desecamiento, el injerto debe ser envuelto con una cinta de parafilm o material similar que no impida la brotación de las yemas a través de la membrana así formada. La producción de callo es mínima, dificultando el pegado del injerto. Antes de la injertación las mudas son mantenidas en un tiempo de 6 meses aprox., para que estén robustas y en dormancia al momento de la injertación. Luego de la injertación, las mudas son colocadas en un lugar protegido, de manera de acelerar la soldadura del injerto, que, así mismo lleva 3 meses o más para completarse.

La soldadura del injerto depende de varios factores, entre los cuales se debe considerar el vigor y el estado sanitario del porta-injerto, la perfección del injerto y el ambiente en que se encuentra la muda luego de la injertación. Lo ideal es mantener las plantas recién injertadas en un invernáculo con temperaturas por encima de 12° C durante la noche y de 28° C durante el día. Cuando el clima es mas benigno, todo el proceso puede ser conducido en vivero a campo, siempre que se puedan evitar los ataques de antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides*), (Ducroquet et al., 2000).

En cuanto a los sobre injertos, Ducroquet et al. (2000), lo visualiza como una sustitución de variedades o un implante de ramas de cultivar polinizadora, y perfectamente viable, al menos en plantas no debilitadas. La técnica utilizada y el injerto, son los mismos que han sido descritos para la producción de mudas convencionales, pero, mas allá del parafilm envolviendo el injerto, se cubre el mismo con un saco de papel, para protegerlo de la incidencia directa de los rayos solares. El papel debe ser rasgado de a poco, a medida que el injerto brota, preferentemente en días nublados.

En cuanto a los respectivos diámetros de las ramas portadoras y de los injertos, así como la edad de estos últimos, fueron ensayadas varias opciones. Todas ellas se comportaron de manera satisfactoria, desde que el injerto tenga como mínimo el diámetro de un lápiz. Ramas de un año o dos pueden ser utilizadas, y si la rama portadora tiene el mismo diámetro del injerto, se puede hacer un injerto de doble lengüeta. Injertos en ramas de hasta 30 mm de diámetro fueron efectuados con éxito usando la técnica de cuña o lengüeta simple con un injerto de cada lado y tapando los espacios abiertos con “mastique” o cera (Ducroquet et al., 2000).

La época de injertación es la misma que para la producción de mudas, o sea, antes de la brotación, normalmente al inicio del mes de setiembre. La soldadura dependerá de la habilidad del injertador en hacer coincidir exactamente las capas de cambium de las dos partes, localizadas entre la cáscara y el leño (Ducroquet et al., 2000).

Con respecto a los porta-injertos, el injerto de yema sobre “seedlings” de un año de varias especies de mirtáceas también fue ensayado siguiendo la técnica descrita anteriormente y envolviendo el injerto con parafilm. Los resultados mostraron que ninguna de las especies de mirtáceas ensayadas presentó afinidades suficientes para ser usada como porta-injerto del guayabo (Ducroquet et al., 2000).

Según Cacioppo (1988), los tipos de injerto que mejor responden en el guayabo del país, son el de hendidura total y el inglés o de lengüeta. En los dos casos es por lo tanto necesario que el patrón como la púa tengan el mismo diámetro. Los mejores resultados se obtienen cuando dicho diámetro es de 7 u 8 mm.

La época de realización del injerto es el mes de octubre. En las púas, que deben tomarse de brotes de un año, se deben dejar dos hojas (Cacioppo, 1988).

El injerto puede hacerse tanto antes como después de la plantación de las plántulas. El punto del tallo en el que se hace el injerto debe estar a unos pocos centímetros (10-15) del suelo (Cacioppo, 1988).

2.4.3. Acodado

Mattos (1986) menciona que a través del acodo se puede multiplicar éste frutal, bajando un gajo o rama de diámetro reducido, con 5-10mm, a un surco abierto del lado de la planta madre, donde debe quedar fijo y seguro por ganchos o agarres de madera. Basta dejar la tierra en contacto con este para que las yemas de su parte superior vayan brotando. La separación del brote se realiza al poco tiempo y, en la primavera siguiente, las mudas van para un lugar definitivo. Cerca de los 6 meses las mudas pueden ser repicadas en bolsas de polietileno.

En cuanto a la preparación de las mudas se arrancan los ganchos en primer lugar. Posteriormente, son desenterradas las ramas enraizadas. Se toma cada rama, con las raíces nacidas de las yemas, separándolos con las raíces correspondientes, formándose mudas nuevas. Estas son sometidas a una clasificación, siendo que las mejores irán para el monte; las otras, inferiores, son llevadas para el vivero un año mas, para que adquieran vigor y un buen desarrollo, para que puedan ser aprovechadas (Mattos, 1986).

En cuanto al acodo aéreo, Mattos (1986) menciona que es un método muy trabajoso y raramente utilizado, aunque si se quieren asegurar las buenas cualidades de un determinado cultivar y presenta ramas situadas en una copa alta, se puede utilizar éste proceso. Sin embargo Hartmann y Kester (1998), manifiestan que, el acodo en cepada es un método bastante utilizado para la obtención de porta-injertos clonales de ciruelo y membrillero y podría ser utilizado con éxito, en el guayabo del país por sus características de presentar un gran número de brotaciones, próximo al cuello de la planta.

Según Pachón y Quintero, citados por Ducroquet et al. (2000), varias técnicas de acodo pueden ser utilizadas para propagar el guayabo del país. Sin embargo, todas ellas son muy laboriosas, y solo el encepado común es utilizado comercialmente en Colombia, aprovechándose la característica de la especie de emitir naturalmente un gran número de rebrotes al nivel del cuello, especialmente cuando la planta es nueva. En Brasil, Fachinello et al., citados por Ducroquet et al. (2000), obtuvieron resultados similares en plantas de 3 años cortadas por encima del suelo.

El acodo en cepada es otro método posible de ser utilizado en la propagación de ésta especie. Fachinello y Nachtigal (1992) obtuvieron, una media de 6.66 mudas enraizadas por cepa en plantas cortadas a 10 cm del suelo, siendo que el cubrimiento con tierra fue realizado dos meses después del corte de las plantas. La evaluación fue realizada 11 meses después del corte.

2.4.4. Micropropagación

Se han llevado a cabo estudios preliminares de micropropagación de guayabo basados en organogénesis, que fueron desarrollados a partir de explantes de meristemas y hojas jóvenes (Bhojwani et al., citados por Thorp y Bielecki, 2002). Los resultados obtenidos en estos estudios mostraron bajas tasas de neoformación de yemas y altos índices de contaminación y oxidación con ambas fuentes de explantes (Oltamari et al., 2000). Protocolos para la propagación “in vitro” realizados por Oltamari et al. (2000), evidenciaron que el medio de cultivo básico WPM sin fitorreguladores, indujo las mejores respuestas organogenéticas en términos cuantitativos y cualitativos en el cultivo de segmentos nodales de guayabo. A su vez fue encontrada dependencia entre el genotipo y la respuesta organogenética. Plantas micropropagadas aún no han sido evaluadas o testeadas a campo (Thorp y Bielecki, 2002).

Según Ducroquet et al. (2000), y teniendo en vista las limitaciones tanto del estaquillado como de la injertación (Fachinello et al., citados por Ducroquet et al., 2000), propone un cambio para el cultivo “in vitro” cuyas ventajas son la obtención rápida de mudas de alta calidad en gran escala, sobre condiciones controladas, libres de patógenos y de plagas. Dos vías están siendo investigadas por la UFSC (Universidad Federal de Santa Catarina), buscando

optimizar la producción de mudas “in vitro”: la embriogénesis somática y la organogénesis.

La embriogénesis somática fue empleada en el guayabo del país con éxito por Guerra et al. (1997), a partir de embriones cigóticos originados de frutos, cuyas semillas se encontraban en fase de maduración fisiológica (Ducroquet et al., 2000).

El proceso de embriogénesis somática envuelve básicamente tres etapas:

La primera es la necesidad de establecimiento y multiplicación de linajes celulares embriogénéticos, lo que puede ser obtenido en medio de cultivo suplementado con ácido 2, 4 dicloro fenoxiacético (auxina) 2,4-D (2 μ M) y 2 isopentenil adenina (citoquinina) 2iP (1 μ M).

La segunda fase comprende la maduración de los embriones somáticos. En este caso, los linajes celulares deben ser repicados para el mismo medio basal adicionado de ácido abscísico ABA (10 μ M) o PEG (10 μ M), lo que promueve la progresión para estados embriogénéticos y maduración de embriones somáticos. La última etapa se refiere a la conversión de los embriones somáticos en plántulas, lo que puede ser obtenido en medio basal LPm (von Arnold y Erikson, 1981), conteniendo benzil amino purina (citoquinina)- BAP (0,25 u 0,5 μ M) y /o combinado con ácido giberélico-GA3 (0,1 μ M). Las plántulas son entonces climatizadas. Los embriones somáticos pueden también ser transformados en semillas sintéticas con endosperma artificial y entonces almacenados en cámara fría hasta la plantación. La tasa de conversión de embriones somáticos en plántulas sin embargo es baja y requiere mayores investigaciones (Ducroquet et al., 2000).

Un segundo protocolo de micropropagación, basado en la organogénesis, fue establecido por Dal Vesco y Guerra (1999). Los experimentos revelan que el uso de micro-estacas proporciona índices elevados de proliferación de brotaciones. La obtención de yemas múltiples a partir de segmentos nodales de plántulas también es posible en el guayabo del país, pero dependiente del genotipo. Las micro estacas pueden ser entonces enraizadas “in vitro” para la obtención de plantas, con el auxilio de los medios de cultivo y de reguladores del crecimiento apropiados (Ducroquet et al., 2000).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. MATERIALES

3.1.1. Descripción de los materiales para la técnica de estaquillado

El presente trabajo fue realizado utilizando 4 genotipos o materiales diferentes, seleccionados previamente por diversas aptitudes agronómicas. Los mismos fueron denominados para simplificarlos en la experimentación como: A, B, C, D.

Cuadro 1.

Descripción de los materiales utilizados en el experimento 1 de estaquillado.

Denominación	Material	Ubicación de la planta madre	Departamento	Edad aproximada (años)	Observaciones
A	Briano pl 1	Melilla- Quinta frutícola	Canelones	50	Planta grande, podada. Elegida por producción y tamaño de fruta
B	Moizo pl 2.5	Quinta frutícola - Melilla	Canelones	28	Hija de selección masal. Tercera generación. Elegida por producción y calidad de fruta
C	LL 2	Punta del Mansavillagra (Patio de estancia)	Florida	70	Elegida por sabor y tamaño de fruta. Porte mediano sobre cristalino.
D	Juan Pablo- Cerro Chato	Zona urbana- Poblado Cerro Chato	Florida	70	Idem anterior.

Cuadro 2.

Descripción de los materiales utilizados en el experimento 2 de estaquillado

Código	Identificación del material	Origen
1	Cerro Chato JP (24)	Planta hija del material D, utilizada en el experimento uno (1) de estaquillado.
2	Río Negro 4 (5)	Hija de planta de 15 años ubicada en Isla Naranjo – Departamento de Soriano.
3	Río Negro 5 (22, 26)	Hija de planta de 15 años ubicada en Isla Naranjo – Departamento de Soriano.
4	F VII Ca 75 (6)	Hija de planta de 8 años, ubicada en Colonia Gestido -Salto. Quinta frutícola con plantas de viveros del Sur del país. Elegida por calidad de fruta.
5	F IV Ca 74 (2)	Hija de planta de 8 años, ubicada en Colonia Gestido -Salto. Quinta frutícola con plantas de viveros del Sur del país. Elegida por calidad de fruta.
6	F I Ca 336 (12)	Hija de planta de 8 años, ubicada en Colonia Gestido -Salto. Quinta frutícola con plantas de viveros del Sur del país. Elegida por calidad de fruta.
7	Temprana (21)	Hija de planta de 8 años, ubicada en Colonia Gestido -Salto. Quinta frutícola con plantas de viveros del Sur del país. Elegida por temprana.
8	Ladera Serrana a Caballo (25)	Hija de planta ubicada en Cuchilla de Laureles- Tacuarembó, pertenece a la población silvestre del lugar. Elegida por producción y sabor.
9	N 85 Ti Esc. 85-05	Hija de planta ubicada en Cuchilla de Laureles- Tacuarembó, pertenece a la población silvestre del lugar. Elegida por producción.

3.1.2. Descripción de los materiales utilizados para el acodado

Para la técnica del acodado se utilizó una población de 19 plantas de guayabo del país, de 18 años aprox. de edad. Las mismas son plantas provenientes de semilla, obtenidas a partir de frutos de una misma planta, no relacionándose parentalmente con ningún otro material utilizado en las otras técnicas. Por lo tanto, y sin considerar sus aptitudes agronómicas; simplemente se pretendió evaluar su respuesta a la técnica de propagación.

3.1.3. Descripción de los materiales usados para la injertación

Los materiales utilizados para la injertación fueron plantines de 2 años de edad y provenientes de semillas. Los materiales fueron descritos como forma de individualizarlos y caracterizarlos, como se presenta en el cuadro No. 3.

Cuadro 3.
Descripción de los materiales utilizados en la técnica de injertación

Denominación	Material	Ubicación planta madre	Departamento	Edad aproximada (años)	Observaciones
RN 2	Río Negro pl 2	Isla Naranjo – Isla habitada sólo por el guardaparques – vegetación exuberante	Soriano	15	Plantas hijas de Cerro Chato. Elegidas por calidad de fruta
RN 3	Río Negro pl 3	Isla Naranjo – Isla habitada sólo por el guardaparques – vegetación exuberante	Soriano	15	Plantas hijas de Cerro Chato. Elegidas por calidad de fruta
TF 2	Toribio Fros pl 2	Cuchilla de Laureles- Patio de estancia	Tacuarembó	100	Pertenece a la población silvestre del lugar. Elegida por producción y calidad de fruta
TF 3	Toribio Fros pl 3	Cuchilla de Laureles -Patio de estancia	Tacuarembó	80	Pertenece a la población silvestre del lugar. Elegida por producción y calidad de fruta
CA 74	Cavasin 74	Colonia Gestido- Quinta frutícola	Salto	8	Plantas de viveros del Sur del país. Elegida por calidad de fruta

3.2. MÉTODOS

3.2.1. Metodología utilizada en la técnica de estaquillado

3.2.1.1. Experimento 1

El mismo se llevó a cabo en el INIA- Wilson Ferreira Aldunate, de la localidad de Las Brujas, departamento de Canelones, durante el período otoño-invierno del 2007; iniciándose con la recolección de las estacas durante el período de post- cosecha, a mediados de abril (19/4). Las plantas madres fueron sometidas a una poda severa en el ciclo anterior, para favorecer la emisión de nuevas brotaciones, previo a la recolección de estaquillas.

El tipo de estaca según su consistencia, fueron semileñosas, ya que se usaron “ramas del año”, después que han completado el flujo de crecimiento y, la madera ha madurado parcialmente. Las mismas tenían 12 cm de longitud aprox. y 3,3 mm en promedio de diámetro, conservándoles dos hojas en la parte superior. Aquellas que presentaban hojas muy grandes, se las redujo a la mitad; como forma de evitar la posterior deshidratación de la estaca (Fig. 2).



Figura 2. Preparación de las estacas semileñosas. (A-planta matriz, B-estacas semileñosas prontas para recibir el tratamiento, C- inmersión rápida en hormona y D-instalación en la cama de propagación del ensayo).

Los tratamientos fueron establecidos de acuerdo al material experimental, con dos niveles de concentración de AIB (testigo y una dosis de 2000 ppm), en cuatro factores dentro de ellos; que serían las variedades a evaluar. Por lo tanto se trata de un experimento factorial de 2 x 4, de los cuales se establecen 8 tratamientos.

Cuadro 4.
Disposición de los tratamientos

Tratamientos	0 ppm de AIB	2000 ppm de AIB
1	A	-
2	B	-
3	C	-
4	D	-
5	-	A
6	-	B
7	-	C
8	-	D

El diseño estadístico utilizado fue en bloques completos al azar, con 8 tratamientos y 4 repeticiones, utilizándose como unidad experimental 15 estacas por variedad. Dentro de cada bloque se aleatorizaron todos los tratamientos, para su instalación, obteniéndose una distribución similar a la representada en la figura 3A.

BLOQUE 1	7	8	6	3
	1	4	5	2
BLOQUE 2	5	3	8	7
	4	1	2	6
BLOQUE 3	2	8	1	3
	7	6	5	4
BLOQUE 4	8	3	7	6
	1	2	4	5

Figura 3A. Esquema de ubicación de cada tratamiento en la cama de propagación.



Figura 3B. Fotografía de la Cama de propagación una vez instalados los tratamientos.

A las estacas que fueron tratadas con hormona, se les realizó una inmersión rápida (durante 5 segundos) de la base de las estacas en una solución de ácido indolbutírico, a una concentración de 2000 ppm. Se establece evaluar esa concentración hormonal, porque según bibliografía consultada, fue la que manifestó los “mejores” resultados. La profundidad a la cual fueron colocadas las estacas en la cama de propagación fue variable, pero del entorno de las tres cuartas partes de la longitud de la misma. Inmediatamente después fueron regadas para que las estacas se asentaran en el sustrato. Luego, se siguió con los riegos intermitentes, controlándoles la temperatura y la humedad, durante todo el tiempo de duración del ensayo. Las temperaturas se mantuvieron en el entorno de los 25° C en la base de las estacas y con una humedad relativa de 75-80%. Los riegos tuvieron una frecuencia de emisión programada previamente con una activación cada 55 minutos, durante 15 segundos. El sustrato consistió de una mezcla de turba y perlita, en una proporción de 50:50, como forma de asegurar una buena aireación radical durante el ensayo, adecuándose a las condiciones en la cama de propagación.

Para la evaluación del enraizamiento, las estacas fueron retiradas con cuidado de la cama de propagación a los 76 días de instaladas. Las mismas fueron lavadas y evaluadas posteriormente, por el no. de estacas enraizadas, el no. de estacas que formaron callo y el no. de estacas que sobrevivieron y el de las estacas que se secaron. Para ello se categorizó con números, como se observa en el cuadro 5, según las características observadas en cada estaca.

Cuadro 5.

Categorías establecidas para clasificar las estacas observadas al finalizar el ensayo.

Categoría	Características visuales
0	Estaca seca totalmente, con coloración castaño oscuro, sin las hojas apicales.
1	Estaca verde, bajo la corteza, manteniendo la turgencia, pudiendo presentar hojas o no, pero sin signos de emisión radical ni formación de callo en la base de la misma.
2	Estaca verde conservando su turgencia inicial, en buen estado general, sin raíces, pero con formación de callo en la base de la misma.
3	Estaca verde, en buen estado, manteniendo las hojas apicales y con raicillas formadas a partir de la base de la estaca, pudiendo tener además formación de callo o no.

Aquellas estacas que presentaron raíces o callo, siendo un indicio de que respondieron favorablemente al experimento, se colocaron en macetas con sustratos especiales. Estas se mantuvieron varios días en el propio local, para su aclimatación y así poder evaluar su posterior comportamiento.

Cabe destacar que durante el ensayo, se realizaron aplicaciones de fungicidas, dadas las condiciones de alta humedad generadas en la cama de propagación, que favorecieron el desarrollo de diversos hongos. Se utilizaron fungicidas de contacto como: Captan y Carbendazim.

Análisis de variables cuantitativas

Para las variables cuantitativas el modelo estadístico utilizado (modelo de bloques al azar) tiene la siguiente forma:

$$Y_{ij} = \mu + \beta_i + \zeta_j + \varepsilon_{ij}$$

Donde Y_{ij} es la variable analizada, por ejemplo porcentaje de estacas enraizadas, μ es el efecto del bloque i , ζ_j es el efecto del tratamiento j .

Generalmente, luego de utilizar ese modelo se aplica otro modelo que descompone el efecto de los tratamientos en los factores componentes de la siguiente forma:

$$Y_{ikl} = \mu + \beta_i + A_k + B_l + (AB)_{kl} + \varepsilon_{ikl}$$

donde:

μ - la media general

β_i : efecto de la i -ésima variedad (efecto principal)

A_k : es el efecto del k -ésimo nivel de hormona (efecto principal)

B_l : efecto del l -ésimo bloque

$(AB)_{kl}$: interacción entre el k -ésimo nivel de hormona y la l -ésima variedad.

ε_{ikl} : error experimental

Los resultados obtenidos para el experimento 1 del estaquillado fueron analizados por medio de una prueba de Chi-cuadrado, utilizando el Proc Freq del sistema SAS, ya que la misma permite comparar entre proporciones, como fue el caso.

3.2.1.2. Experimento 2

Otra metodología de estaquillado fue realizada en la misma Institución (INIA- Las Brujas), donde se les realizó a las estacas, el mismo tratamiento que en el experimento 1.

Se evaluó el comportamiento de estacas semileñosas colectadas en mayo (16/05) del mismo año que el experimento anterior, de 12 cm de longitud, tratadas con una concentración hormonal de AIB de 2.000 ppm,. Las mismas fueron extraídas de plantas de 2 años aproximadamente de edad, provenientes de semilla de frutos cosechados de diferentes plantas. Luego de 52 días de instaladas las estacas en la cama de propagación, fueron retiradas junto con las del ensayo anterior y se evaluaron con el criterio utilizado en el experimento uno.

3.2.2. Metodología de la técnica de acodo en cepada

Para la técnica de acodo se utilizó una población de 19 plantas de guayabo del país, de 18 años aproximadamente de edad y ubicadas en el INIA- Las Brujas, departamento de Canelones. Las mismas presentaban una distancia de implantación de 70 cm en promedio entre plantas, como forma de facilitar el posterior desarrollo de los rebrotes.

Las plantas fueron implantadas durante el invierno (junio del 2007) y presentaban como característica distintiva de la especie; varios ejes o troncos desde la base (ver figura 4a). La técnica de propagación en cepada, se basa sobre esta característica; pudiendo ser un indicio del funcionamiento de la misma.

El manejo realizado consistió en podarlas severamente durante el mes de mayo, diferenciándose 2 criterios; a un grupo de plantas, compuesto por 8 individuos (ver Cuadro 16), se les podaron los troncos secundarios al ras del suelo, conservándole uno de ellos como "tirasavia" o manteniéndole una pequeña copa (ver figura 4b). El otro grupo de plantas, compuesto por 11 individuos (ver Cuadro 17), fueron podadas en su totalidad conservándoles un tronco de unos 5 cm de altura en promedio, teniendo que restituir forzosamente todo su follaje en la primavera siguiente. Los resultados obtenidos fueron evaluados (5/12), a los 130 días aproximadamente de la poda. Para ello se observaron y contabilizaron los rebrotes emitidos por planta, en cada uno de los criterios de poda aplicados.

Es importante mencionar además que, el aporcado de aserrín se realizó durante la primavera (diciembre), posterior a dicha evaluación y como forma de favorecer el posterior enraizamiento de los nuevos rebrotes.

Los análisis estadísticos fueron analizados utilizando el Proc Freq del sistema SAS.



Figura 4. Población de plantas para el acodado y podas realizadas-(a. Plantas antes de la poda; b. plantas podadas con un “tirasavia”)

3.2.3. Metodología utilizada en la técnica de injertación

El método de injertación utilizado fue el inglés de doble lengüeta, realizado en dos épocas del mismo año; otoño (9 de abril 2007) y primavera (17 de setiembre 2007), en la Estación Experimental San Antonio de la Facultad de Agronomía en Salto. Como portainjertos se utilizaron plantas provenientes de semillas obtenidas de fruta de diferentes orígenes, y realizados en diversas combinaciones (Cuadros 6 y 7), para evaluar su % de prendimiento. En la primera fecha (otoño) se injertaron cuarenta y una plantas en total, mientras que en la segunda fecha (primavera) fueron solamente doce las plantas injertadas.

La metodología utilizada fue la siguiente; primero se realizó un corte largo y en bisel, asegurándose de realizarlo con un solo tajo de la navaja, de modo que la superficie quede bien lisa. En cada una de esas superficies cortadas se realizó un segundo corte en sentido opuesto, iniciándose hacia abajo más o menos en el tercio superior y debiendo ser de la mitad de longitud del primer corte. Para obtener un injerto que se ajustará bien, éste segundo corte no debía partir las fibras de la madera, sino que seguir el primer corte con tendencia a quedar paralelo a éste, como se intenta representar en la Fig. 5.

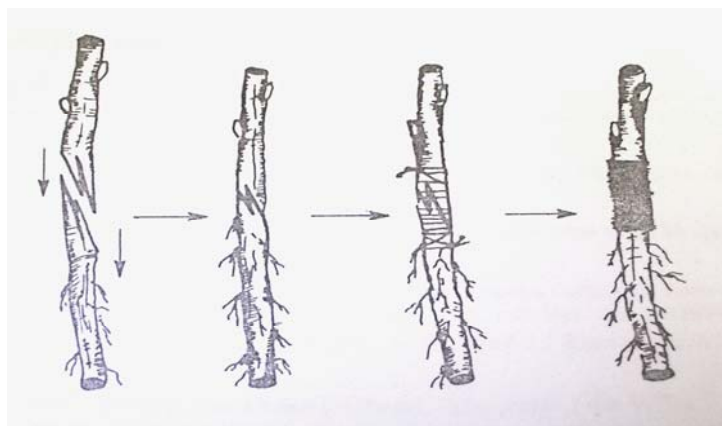


Figura 5. Procedimiento para la injertación (extraído de Hartmann y Kester, 1998).

Luego se insertaron patrón e injerto, con las lengüetas intercaladas, buscando que el contacto entre las capas de cambium fuera máximo. Se mantuvo esta unión hasta que las partes se soldaron envolviéndolas con cinta de plástico especial, de “buena” elasticidad. Esto además de asegurar ambas partes evitando su posterior deshidratación, impediría el contacto con el aire, facilitando la cicatrización y/o formación de callo entre ambas piezas que sería el primer indicio de prendimiento. Para finalizar se cubrió toda la unión por fuera con una bolsa de nylon (ver fig. 6); la cual fue siendo retirada o rompiendo a medida que se confirmaba el prendimiento del mismo y como forma de “aclimatar” el nuevo brote.



Figura 6. Injerto de guayabo por método inglés.

Los resultados obtenidos en los injertos de otoño fueron evaluados en setiembre (3 de setiembre 2007), a los 206 días de haberse efectuado, en tanto que los resultados de la injertación de primavera, fueron evaluados el 30 de noviembre, a los 74 días de haber sido realizados. Por lo tanto, al concluir

respecto a las dos fechas de injertación, es importante tener presente que los procesos se dieron en tiempos diferentes, pudiendo ser definitivo o no de la técnica. Es importante mencionar que en este ensayo solo se pretendió evaluar la técnica de injertación como medida de observación en ésta especie frutal, sin considerar los materiales evaluados.

Cuadro 6.
Combinación de materiales empleados en los injertos de otoño.

Porta injertos	Copa	No. de plantas injertadas
Ca 74	Ca 74	1
TF 2	TF 2	2
TF 3	TF 3	2
RN 2	RN 2	2
RN 3	RN 3	2
TF 2	RN 3	5
TF 3	RN 3	3
TF 2	RN 2	6
TF 3	RN 2	2
RN 3	TF 2	5
RN 3	TF 3	3
RN 2	TF 2	6
RN 2	TF 3	2
Total		41

Cuadro 7.
Combinación de materiales empleados en los injertos de primavera

Portainjertos	Copa	No. de plantas injertadas
TF 2	TF 2	1
TF 2	RN 2	1
TF 2	RN 3	1
TF 3	TF 3	1
TF 3	RN 2	1
TF 3	RN 3	1
RN 2	RN 2	1
RN 2	TF 2	1
RN 2	TF 3	1
RN 3	RN 3	1
RN 3	TF 2	1
RN 3	TF 3	1
Total		12

Los resultados obtenidos para las dos épocas de injertación, fueron analizados por medio de una prueba de Chi-cuadrado, utilizando el Proc Freq del sistema SAS.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. ESTAQUILLADO

4.1.1. Experimento 1

4.1.1.1. Generalidades

El ensayo finalizó a los 76 días de haberse instalado las estacas en la cama de propagación, donde fueron lavadas previamente, para su posterior evaluación, obteniéndose de éste modo los siguientes resultados:

Como primera observación, se pudo constatar que la mayoría de las estacas estaban muertas, para los diferentes tratamientos realizados. Estas representaron, un 85,4% del total de las estacas evaluadas, y exhibieron coloración castaño- oscuro, ausencia de hojas apicales y con una importante invasión de hongos. Como complemento de lo anterior, se encontraron las estacas que permanecieron verdes al finalizar el ensayo (4,6% del total) si bien sobrevivieron, no mostraron indicios de formación de raíces.

En las estacas que formaron callos (9,8%), se observó que los mismos se desarrollaron entre la corteza y el cilindro central de la estaca, y se manifestaron como pequeñas formaciones celulares de tejido indiferenciado. Por último cabe mencionar, que se obtuvo un enraizamiento del 0,2%, con una buena distribución radical; como se visualiza en la Fig. 7.

El cuadro 8, permite observar cómo fueron ordenados estos datos para analizar los diferentes grados de respuesta que presentaron las estaquillas de acuerdo a la clasificación establecida, contra los 8 tratamientos. Los datos generales del experimento son presentados en los anexos.

Cuadro 8. Número de estacas obtenidas del experimento 1, diferenciadas por tratamientos y categorías

Tratamiento	No. de estacas obtenidas por categoría			
	Estaca muerta (0)	Estaca verde (1)	Estaca con callo (2)	Estaca enraizada (3)
1 (A s/AIB)	58	2	0	0
2 (B s/ AIB)	59	1	0	0
3 (C s/AIB)	59	1	0	0
4 (D s/AIB)	31	10	19	0
5 (A c/AIB)	59	1	0	0
6 (B c/ AIB)	58	2	0	0
7 (C c/AIB)	60	0	0	0
8 (D c/AIB)	26	5	28	1

A partir del cuadro, se puede agregar que a pesar de que la mayoría de las estacas obtenidas resultaron muertas, existen diferencias entre los 8 tratamientos, destacándose además, el comportamiento del material D; ya sea en el tratamiento en que se aplicó hormona (tratamiento 8), como en el que no se aplicó la misma (tratamiento 4). Este material fue el que respondió más favorablemente al enraizado de las estacas con la utilización de hormona, aunque en un bajo porcentaje. Adicionalmente es el que presenta los mayores valores de estacas que sobrevivieron y tasas de formación de callos en la base de la misma, con y sin agregado de hormona (ver figura 9). Más allá del enraizamiento obtenido, la formación de callo en las estacas es un resultado interesante, ya que según Coutinho et al. (1992), la formación de callo en las estacas, puede ser considerada como el indicio de una futura emisión de raíces. Las raíces adventicias formadas en las estacas pueden originarse a partir de la diferenciación de células del callo que se instala en la base del corte (según Esau, citado por Coutinho et al., 1992).

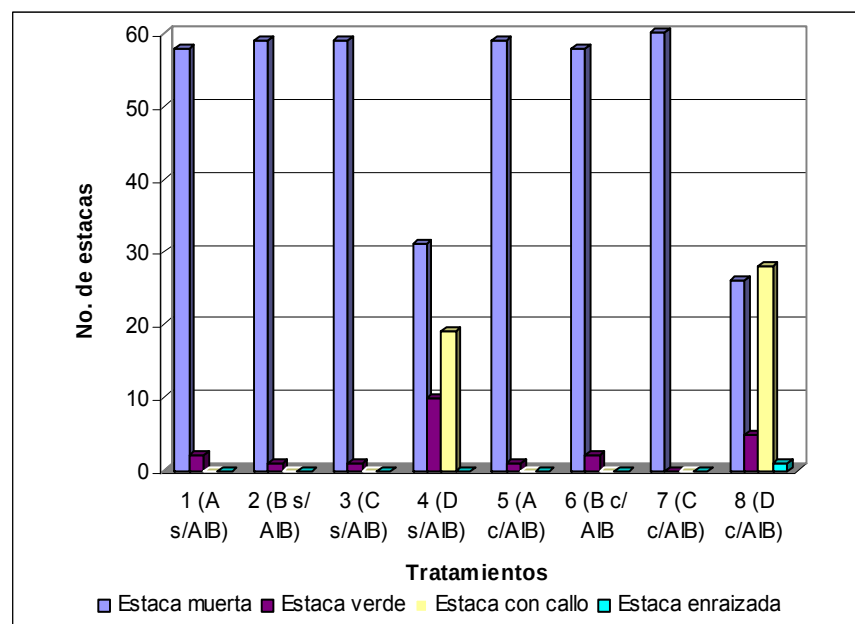


Figura 7. Número de estacas por tratamiento



Figura 8. Estaca enraizada del material D

Con el objetivo de analizar estadísticamente los resultados obtenidos, se realizó una prueba de Chi-cuadrado, para visualizar si existieron diferencias significativas entre los tratamientos en relación a su comportamiento, obteniéndose la salida del SAS presentada en el cuadro siguiente.

Cuadro 9.

Prueba del Chi- cuadrado para no. de estacas por categoría

	GL	Valor	Probabilidad
Chi-cuadrado	21	209,57	< 0,0001

La prueba de Chi-cuadrado fue $\chi^2=209,58$, con 21 grados de libertad y $p < 0,0001$, por lo tanto sí existieron diferencias significativas entre los 8 tratamientos establecidos.

4.1.1.2. Análisis por genotipo

Con el objetivo de analizar los diferentes genotipos evaluados, se condensó la tabla anterior en el Cuadro 10, donde se analizó el comportamiento de los 4 materiales utilizados, sumando los resultados obtenidos con y sin ácido indolbutírico. El resultado muestra el efecto del genotipo sin tener en cuenta si se aplicó o no hormona de enraizamiento.

Cuadro 10.
Respuesta de los 4 materiales diferenciados por categoría

Materiales	No. de estacas obtenidas por categoría			
	Estaca muerta (0)	Estaca verde (1)	Estaca con callo (2)	Estaca enraizada (3)
A	117	3	0	0
B	117	3	0	0
C	119	1	0	0
D	57	15	47	1

Observando los resultados obtenidos, se verifica que el material D se destacó en su comportamiento frente a los demás materiales evaluados, tanto en el tratamiento con hormona, como sin ella. Esto se concluye porque fue el material que respondió más favorablemente, ya que manifestó mayor número de estacas que sobrevivieron, así como también aquellas que formaron callo y que enraizaron, aunque haya sido en un bajo porcentaje (ver figura 9).

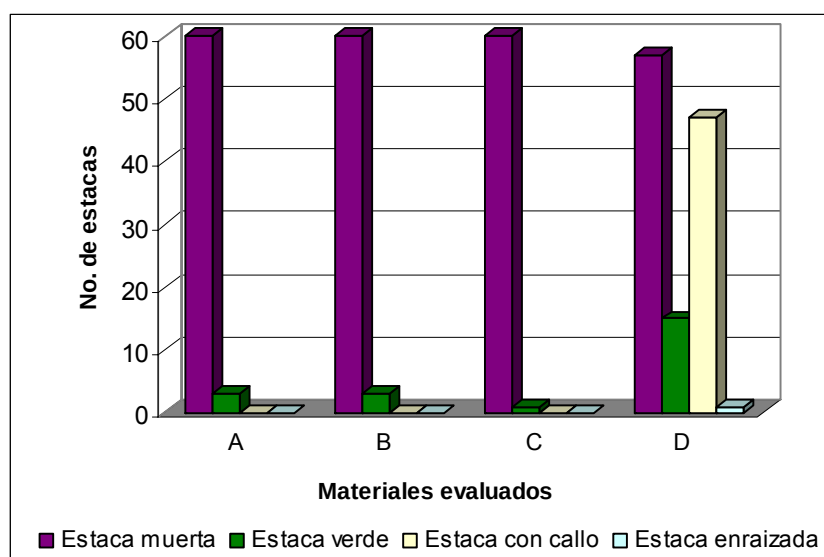


Figura 9. Número de estacas por genotipo

Evaluando estos datos a través de una prueba de Chi-cuadrado, para visualizar si estadísticamente existen diferencias entre los materiales evaluados y si las mismas son significativas, se obtienen los siguientes valores.

Cuadro 11.
Prueba del Chi-cuadrado para no. de estacas por genotipo

	GL	Valor	Probabilidad
Chi- cuadrado	9	193,32	<0,0001

Indicando en este caso, que los diferentes materiales evaluados mostraron diferencias significativas en su comportamiento, ($\chi^2 = 193,32$, con 9 grados de libertad, ($p < 0,0001$)).

El análisis estadístico de estos resultados indica que existieron diferencias en cuanto a la facilidad de propagación que mostraron, en igualdad de condiciones. Cabe destacar que esas diferencias pueden ser explicadas por diversos factores como ser: genotipo, edad del órgano utilizado y de la planta madre y nivel hormonal de la planta madre.

4.1.1.3. Análisis por dosis de hormona

Del mismo modo, en el cuadro 12, se analizaran los efectos de las dosis de hormona.

Cuadro 12.
Respuesta a las dosis de hormona utilizadas, diferenciadas por categoría

Dosis AIB (ppm)	No. de estacas obtenidas por categoría			
	Estaca muerta (0)	Estaca verde (1)	Estaca con callo (2)	Estaca enraizada (3)
0	207	14	19	0
2000	203	8	28	1

Cuadro 13.
Prueba del Chi-cuadrado para no. de estacas por dosis hormonal

	GL	Valor	Probabilidad
Chi- Cuadrado	3	4,40	0,2215

El Chi-cuadrado es de 4,40 con 3 grados de libertad, indicando que no existieron diferencias significativas ($p = 0,2215$) entre aplicar o no hormona, para los diferentes materiales. Del análisis se desprende que el efecto de aplicar hormona de enraizamiento a las estacas, se concluye que ésta no afectó el porcentaje de enraizamiento, para estas condiciones de experimentación.

En resumen se podría decir que existieron diferencias significativas entre los cuatro materiales o genotipos evaluados, pero no hubo diferencias significativas entre usar o no hormona de enraizamiento, para estas condiciones de experimentación.

Al analizar en conjunto estas diferencias obtenidas, la explicación podría deberse a múltiples factores, influyendo de manera diferencial en cuanto a su importancia en el enraizamiento. Por un lado, si bien se consideró la ubicación de las estacas utilizadas en el ensayo, buscando mantener las características juveniles y su capacidad de enraizamiento (en cuanto a su proximidad a la base del tronco), existieron diferencias entre los mismos. Este factor pudo haber sido definitorio del resultado obtenido, teniendo en cuenta que el material de partida era tejido maduro (plantas que superaban los 28 años), y aunque se hayan considerado las fases de juvenilidad que presentan los árboles o, se hayan realizado previamente prácticas como la poda, para favorecer la emisión de formas juveniles.

Otro factor de variación que aparece como relevante en cuanto a su capacidad de propagación fue el genotipo, como lo mostraron los resultados obtenidos a partir del material D, ya que teniendo en cuenta todo lo mencionado anteriormente, fue el único material que logró una respuesta diferencial respecto a los demás materiales (figura 10), donde se puede observar la planta dadora de estacas del material D y la ubicación de las mismas, antes de haber sido retiradas.

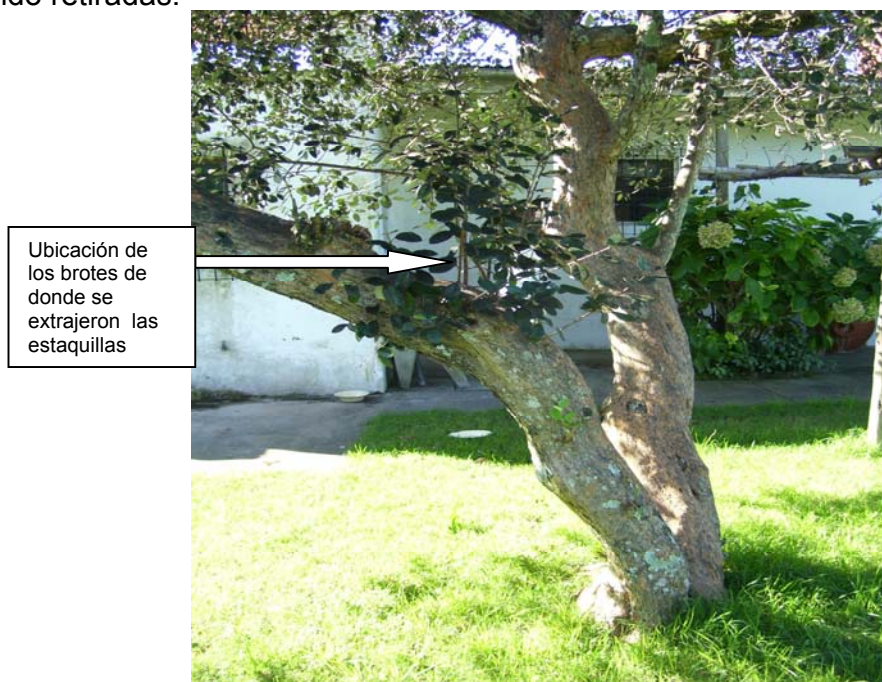


Figura 10. Planta madre dadora de las estacas del material D.

Una explicación a este resultado pudo deberse a lo mencionado por Hartmann y Kester (1998), en cuanto a la relación entre la juvenilidad y el crecimiento de las raíces. Por el incremento en la formación de inhibidores del enraizamiento o por la disminución de compuestos fenólicos a medida que la planta se hace adulta sin descartar la influencia de ambos factores a la vez. Los fenoles actúan como cofactores o sinérgicos de la auxina en la iniciación de raíces. En ciertas plantas el contenido de fenoles es menor en las formas maduras que en las juveniles. Esa oscilación puede ser debida a la presencia de inhibidores químicos naturales, identificados en especies de difícil enraizamiento como en este caso (Duarte et al., 1992).

Apoyando este concepto; Fachinello et al. (1994), mencionan que las concentraciones de auxinas (AIA) son mayores en las regiones de síntesis, donde el crecimiento es activo, y son muy bajas en tejidos ya diferenciados.

Otro factor, que pudo haber condicionado el comportamiento de las estacas, aparte de los ya mencionados, y que explicaría la baja eficiencia de enraizamiento obtenido, pudo deberse también al grado de contaminación de las plantas matrices, ya que se trataban de plantas ubicadas en condiciones de campo y mantenidas sin tratamientos fitosanitarios. Esto puede verificarse al observar los resultados generales, dado que la mayoría de las estacas se secaron y manifestaron al poco tiempo de haberse instalado en la cama de propagación, una importante infección de hongos; favorecidos por las condiciones de alta humedad y temperatura.

4.1.2. Experimento 2

El ensayo en éste caso finalizó a los 50 días de haberse instalado las estacas en la cama de propagación, evaluándose de la misma manera que para el caso anterior.

Entre los resultados obtenidos se pudo observar un 65% de estacas enraizadas, aunque las cantidades evaluadas por material difieran. Le siguieron las estacas con callo (30%), que significarían resultados promisorios de enraizamiento y por último un bajo número de estacas que solo permanecieron vivas (5%), pero que no respondieron favorablemente al estímulo de la hormona. Es interesante mencionar además, que no hubieron estacas secas, por lo tanto el porcentaje de sobrevivencia fue total. Además, se verificó que la respuesta al estímulo hormonal fue exitosa. En el peor de los casos lo que se logró fue que las estacas sobrevivieran. Esto ya es algo positivo de por sí, pudiendo haber manifestado enraizamiento tal vez, si se las hubiera dejado por más tiempo en las condiciones de la cama de propagación (cuadro 14).

Cuadro 14.
Número de estacas obtenidas por categoría.

Código	Identificación del material por origen	No. de estacas obtenidas por categoría				Total de estacas
		Estaca muerta (0)	Estaca Verde (1)	Estaca con callo (2)	Estaca Enraizada (3)	
1	Cerro Chato JP (24)		1	2	3	6
2	Río Negro 4 (5)			2	4	6
3	Río Negro 5 (26, 22)		1	8	5	14
4	F VII Ca 75 (6)				7	7
5	F IV Ca 74 (2)				3	3
6	F I Ca 336 (12)			1	2	3
7	Temprana (21)				2	2
8	Ladera Serrana a Caballo (25)				1	1
9	N 85 Ti Esc. 85-05				1	1

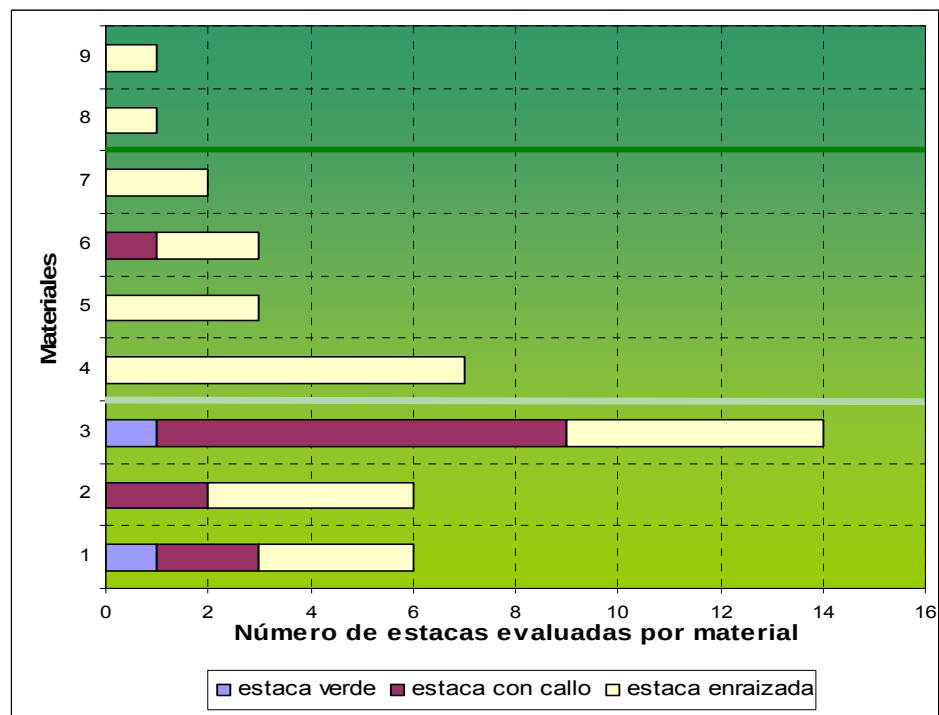


Figura 11. No. de estacas obtenidas, diferenciándolas por material y por categoría

Si se analizan los resultados relacionándolos a su vez con el genotipo utilizado, se puede ver que en éste caso, las respuestas obtenidas son más homogéneas entre los materiales evaluados, en contraposición de lo ocurrido en el experimento 1, donde había un material destacado, y considerando que las cantidades evaluadas varían. En éste caso, las diferencias entre genotipos fueron mínimas, pero manifestándose de manera más favorable frente a la capacidad de enraizamiento.

Por otro lado, hay que destacar que algunos materiales estaban emparentados genéticamente, como ser los materiales denominados como; RN 4, RN 5 y Cerro Chato Juan Pablo, que son plantas hijas del material denominado como “D”, utilizado en el experimento 1 del estaquillado. De igual manera, las plantas denominadas como F VII Ca 75, F IV Ca 74, F I Ca 336 y Temprana, son todas hijas de una planta proveniente de un monte comercial, ubicado en Colonia Gestido– Salto, y finalmente los dos últimos materiales, son hijas de una población silvestre ubicada en Tacuarembó.

Como se puede visualizar todos estos materiales respondieron muy favorablemente, pudiendo dar a entender que el factor determinante de ello fue utilizar material juvenil, ya que todas las estacas fueron obtenidas de plantas de 2 años de edad (cuadro 15).

Cuadro 15.
No. de estacas enraizadas diferenciadas por materiales emparentados.

Materiales	Estacas enraizadas	Total de estacas
JP e hijas	12	26
Ca	14	15
silvestres	2	2

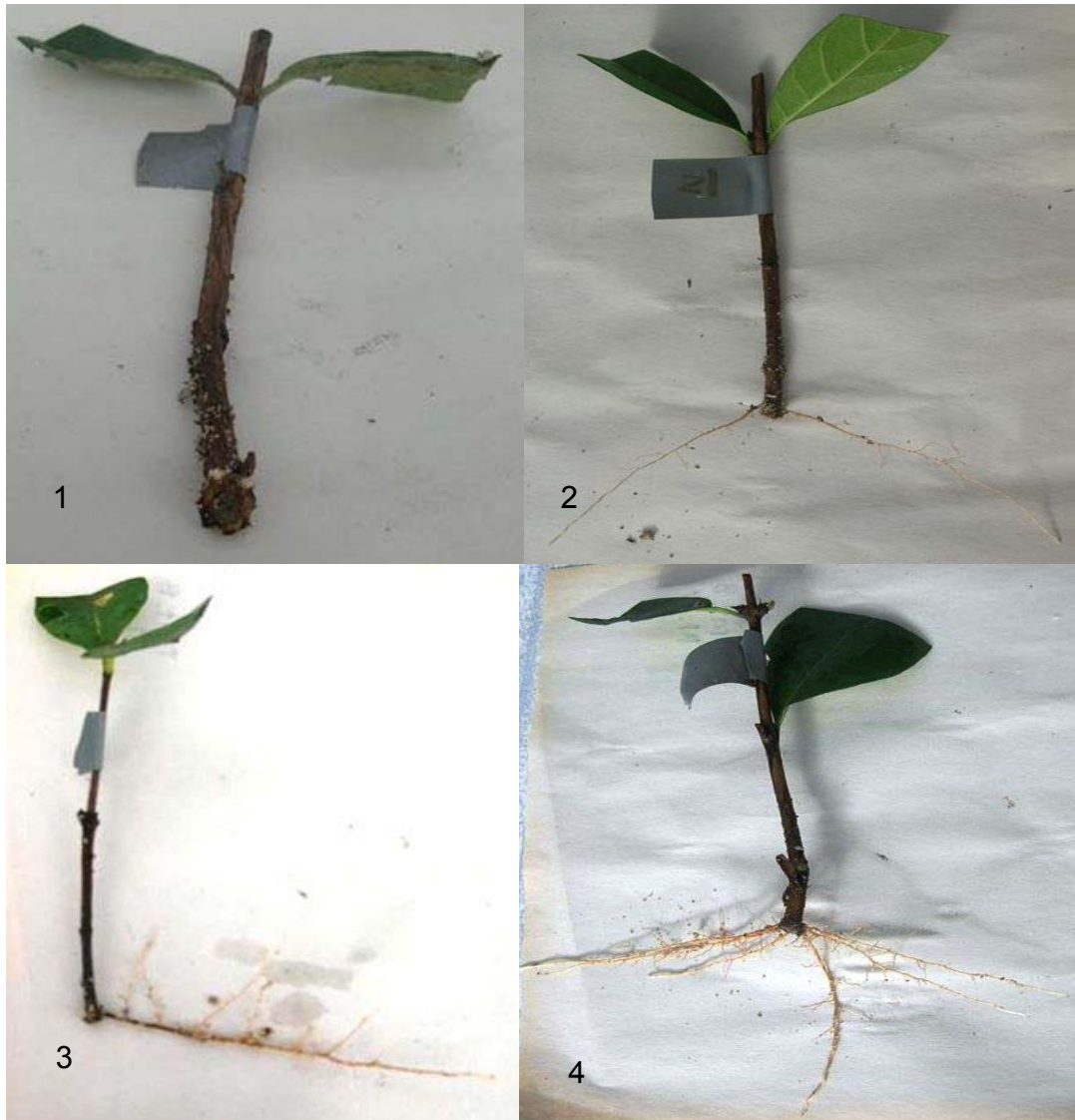


Figura 12. Estacas enraizadas obtenidas del experimento 2

Observando las figuras 12 y 13 que muestran las estacas enraizadas, obtenidas del experimento 2, se pueden mencionar las siguientes características:

a)- Las raíces neoformadas obtenidas en las diferentes estacas presentaron, en general, un buen vigor y buena longitud radicular, pero sin una distribución regular con respecto al eje de la estaca. Observándose también, una distribución radical fasciculada; como respuesta al estímulo generado por la aplicación hormonal de emitir raíces, obteniéndose varias raíces en algunos casos, pudiendo asegurar una buena exploración radicular.

b)- Además las mismas parten de la base de la estaca en su mayoría, lo que da la pauta de ser una respuesta al estímulo hormonal.

c)- También es notorio el hecho de que la formación de raíces surjan por debajo de la corteza de la estaca, presentando muy poca o casi nula formación de callo, entre ambas estructuras. Las raíces neoformadas en algunos casos fueron relativamente numerosas, destacándose de las respuestas obtenidas, la estaca de la figura 13 (foto 4); ya que manifestó un buen enraizamiento y no solo desde la base de la estaca, sino que también a lo largo de todo el tallo que permaneció aparentemente en el sustrato durante el ensayo. Esto pudo deberse a una aplicación hormonal a lo largo de toda esa región, o bien, puede ser considerado como una excelente respuesta del material evaluado.



Figura 13. Estacas enraizadas, experimento 2

Analizando las raíces neoformadas, se demuestra que las mismas fueron formadas endógenamente, concordando con lo mencionado anteriormente por Hartmann y Kester (1998), de que el origen y desarrollo de las raíces

neoformadas se efectúa generalmente a partir del cambium y hacia fuera del tejido vascular del cilindro central. Al salir del tallo, las raíces ya han desarrollado una cofia y los tejidos usuales de la raíz, así como también una conexión vascular completa con el tallo del que se deriva.

En éste experimento, se observó que la aplicación artificial de hormona estimuló en cierta forma el enraizamiento de las estacas evaluadas, permitiendo a su vez obtener este resultado en un tiempo menor que el considerado en el experimento 1. Esto se verificó dado que; se obtuvieron resultados relativamente “más alentadores” o interesantes y en un menor tiempo de evaluación (50 días) respecto al experimento 1, que si bien no se han comparado los resultados contra un testigo; imposibilitando generalizar al respecto, esta respuesta presenta validez experimental. Por otro lado, hay que considerar que fue más determinante en el enraizamiento obtenido, la edad del material de partida, por tratarse de estacas obtenidas a partir de plantas de 2 años de edad.

Con respecto al material de partida, también se constató que a diferencia del material del experimento 1, las estacas utilizadas en éste experimento no presentaban el mismo grado de contaminación, debiéndose a que las plantas fueron mantenidas hasta el momento del estaquillado, en condiciones de invernáculo, influyendo en un estado sanitario más favorable con respecto al experimento anterior .

4.1.3. Discusiones generales del estaquillado

Con el fin de sintetizar los resultados obtenidos en ambos experimentos y de acuerdo a lo mencionado por Hartmann y Kester (1998), en plantas difíciles de hacer enraizar, como lo es el guayabo del país, la edad de la planta madre pudo haber sido un factor dominante en la formación de las mismas. Las estacas de tallo tomadas en la fase de desarrollo juvenil del crecimiento, como se encuentran en las plantas jóvenes, con frecuencia forman nuevas raíces con mayor facilidad que aquellas tomadas de plantas que están en la fase adulta de su desarrollo.

En los resultados obtenidos se puede observar que la juvenilidad del material madre, fue el factor limitante en el enraizamiento obtenido en la técnica de estaquillado, sin perder de vista, sin embargo, que existió cierta variabilidad entre los materiales utilizados; ya que hubo un material que logró diferenciarse en su respuesta frente al uso de hormona.

Estos experimentos revelaron que el material juvenil fue el que presentó mejores resultados en cuanto al enraizamiento, respecto al material adulto; aunque no se hayan usado los mismos materiales específicamente.

Es relevante mencionar además que, otra causa condicionante de la eficiencia obtenida fue el grado de contaminación por hongos, cuyo desarrollo es favorecido por las condiciones de alta humedad y temperaturas mantenidas en la cama de propagación.

Por otro lado, si bien en este trabajo no se evaluó el posterior comportamiento de las plantas obtenidas por medio de estacas semileñosas, podría ser interesante enfocar posteriores investigaciones con dicho objetivo. Evaluando y verificando el vigor del sistema radical obtenido por medio de esta técnica, determinando además, la calidad de la muda obtenida ya que difiere del sistema radical “pivotante” obtenido en un plantín que proviene de semilla.

4.2. ACODO EN CEPADA

4.2.1. Generalidades

La evaluación del ensayo se llevó a cabo a los 130 días de haberse implantado el mismo. Cabe destacar que aquí se establecieron previamente dos criterios de poda. Se presentan los resultados obtenidos diferenciándolos según el mismo.

Cuadro 16.
Resultados de la técnica del acodo en las plantas con copa.

No. Planta	Diámetro tronco principal (cm)	Altura (cm)	No. de ejes secundarios	Rebrotes	Observaciones de la planta
1	1,7	131	10	48	Estado regular, planta con brotes de primavera, restituyendo la copa
2	3,5	73	5	2	
3	1,6	219	6	0	Estado general malo, hojas secas, quemadas por el sol, sin brotes.
4	2,2	208	7	0	Planta sin brotación de primavera, quemada por el sol
5	2,3	185	2	0	Estado malo, sin brotación de primavera
6	2,6	202	3	0	Estado malo, sin brotación
7	3	125	3	9	Planta con brotación, formando nueva copa
8	2,5	89,5	5	31	Planta con brotación formando nueva copa

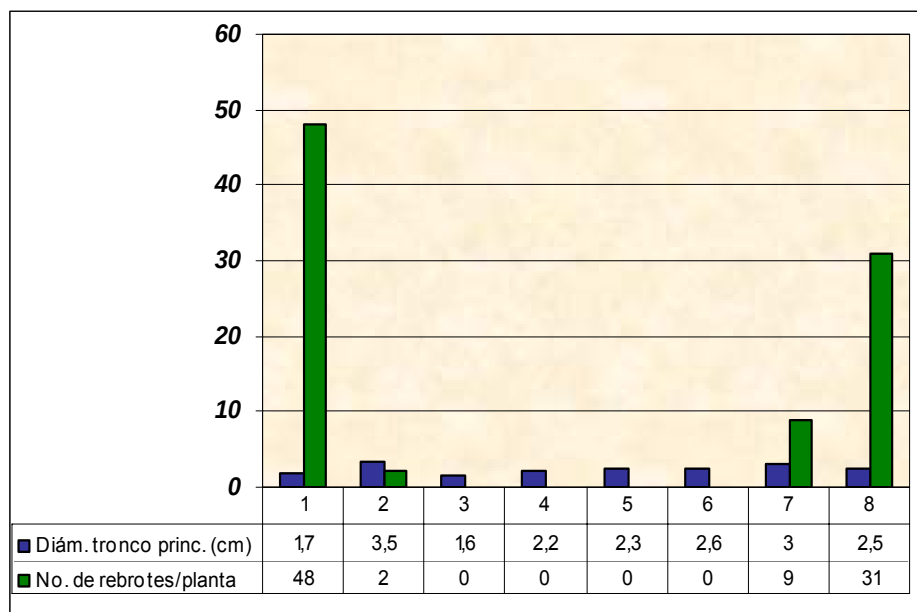


Figura 14. Rebotes obtenidos por planta y diámetros del tronco principal, para las plantas con copa.

Como se muestra en la figura 14, los rebotes presentes por planta fueron escasos, concordando con el estado general de las plantas. Según lo descrito en el cuadro 16, las plantas al momento de ser evaluadas, presentaron un aspecto general de regular a malo, predominando ramas y hojas quemadas por el sol y deshidratadas totalmente. Por lo tanto, el estado nutricional y general de las plantas, explicaron en gran parte los resultados obtenidos. A su vez el diámetro promedio de los troncos es de 2,4 cm siendo un valor bajo, dando la pauta del tamaño de las plantas evaluadas y de sus reservas.

Cuadro 17.
Resultados de la técnica de acodo en las plantas podadas sin copa.

No. Planta	Diámetro tronco (cm)	Altura (cm)	No. de troncos	Rebrotes
1	4	<5	1	18
2	1,9	<5	3	10
3	2,2	<5	6	52
4	2,2	<5	4	21
5	5,6	<5	2	27
6	3,7	<5	2	7
7	2	<5	4	23
8	2,8	5	2	11
9	3,2	10	2	15
10	2,7	6	1	8
11	3,2	13	1	9

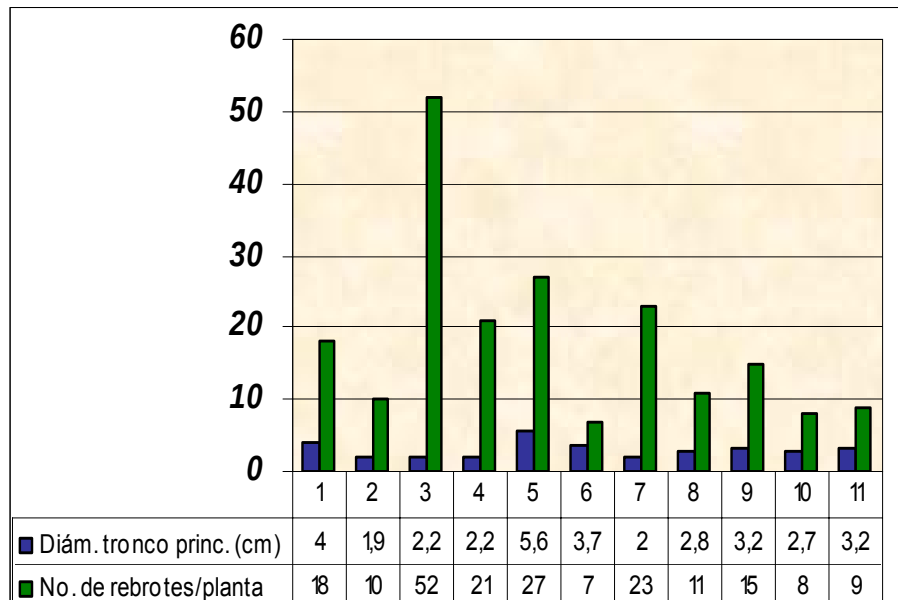


Figura 15. Rebrotes obtenidos por planta y diámetros del tronco principal, para las plantas sin copa.

En la figura 15, se ve, a diferencia de lo obtenido en las plantas con copa, que el número de rebrotes obtenidos en las plantas sin copa, fueron numerosos, constituyendo en promedio 18,27 rebrotes. Los mismos presentaron además, un buen vigor y distribución uniforme alrededor del tronco y entre plantas (ver figura 18). Cabe destacar que el diámetro promedio de los troncos es de 3,0 cm, y el estado general de las plantas es bueno, a diferencia de las plantas sin podar totalmente.

Al realizarse una correlación para aquellas plantas con copa, donde se consideró el número de troncos por planta con respecto al no. de rebrotes obtenidos, se obtuvieron los siguientes resultados:

Cuadro 18.
Coeficiente de correlación de Pearson, $n = 8$. Prob $> |r|$ bajo $H_0: \rho=0$

Variables	No. de troncos	No. de rebrotes
No. de troncos	1,00	0,64
No. de rebrotes	0,64	0,09
	0,09	1,00

Según los resultados obtenidos, la correlación fue de 0,64 pero con una $p=0,09$, no siendo significativa. Entonces, se puede decir que no existió correlación entre el número de troncos y el número de rebrotes, para aquellas plantas evaluadas con copa. Aún así, se graficaron los resultados relacionando el número de rebrotes con respecto al número de troncos, como forma de facilitar la comprensión de lo que se mencionaba anteriormente.

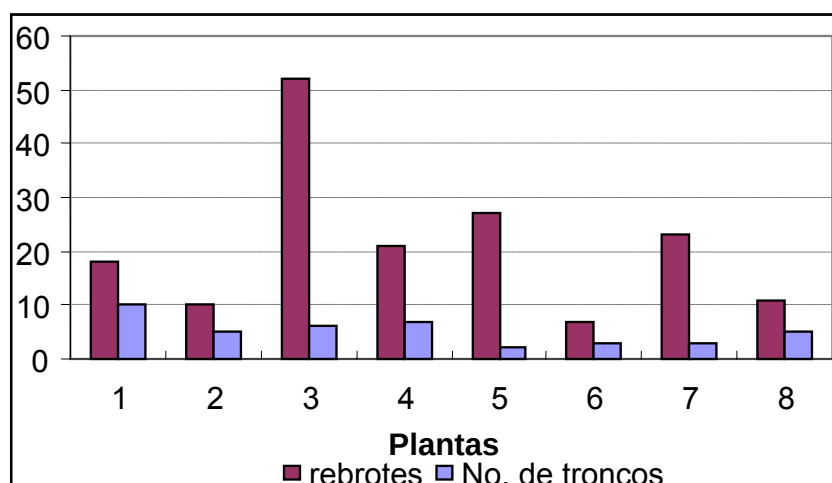


Figura 16. Rebotes obtenidos por planta y número de troncos, para las plantas con copa

Sin embargo, al evaluar la correlación existente entre el No. de troncos y el No. de rebrotes, para aquellas plantas sin copa, se obtuvieron los siguientes resultados.

Cuadro 19.
Coeficiente de correlación de Pearson, $n = 8$. Prob $> |r|$ bajo $H_0: \rho=0$

Variables	No. de troncos	No. de rebrotes
No. de troncos	1,00	0,79
No. de rebrotes	0,79	0,004
	0,004	1,00

La correlación obtenida para este caso fue de 0,79 con un valor de $p=0,004$ por lo tanto es significativa. Se puede afirmar que existió correlación entre ambas variables para aquellas plantas evaluadas sin copa y que la misma fue positiva y con un valor de 0,79, como se puede observar gráficamente en la figura 17.

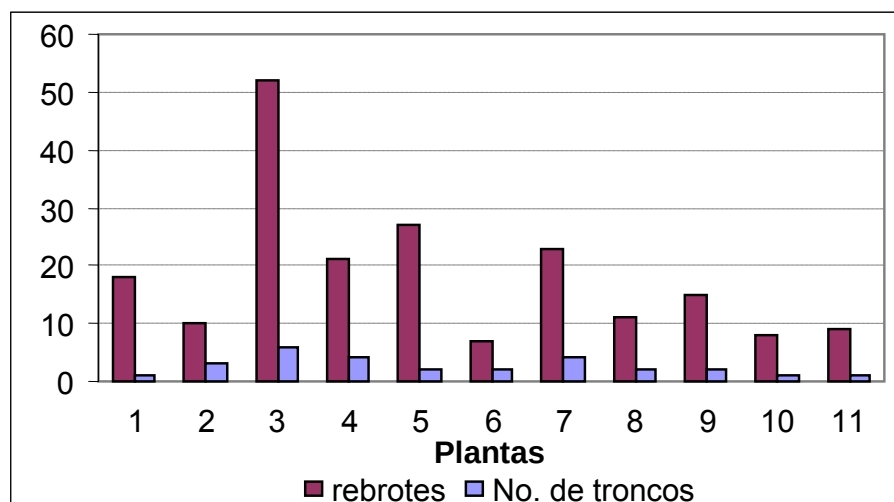


Figura 17. Rebrotes obtenidos por planta y número de troncos, para las plantas sin copa

a)- Entonces, con el objetivo de evaluar la correlación existente entre el diámetro del tronco principal y el no. de rebrotes obtenidos para aquellas plantas con copa, se realizó otra de prueba donde se obtiene el siguiente resultado.

Cuadro 20.
Coeficiente de correlación de Pearson, n = 8. Prob > |r| bajo $H_0: \rho=0$

Variables	Diámetro del tronco principal	No. de rebrotes
Diámetro del tronco principal	1,00	-0,31
		p= 0,45
No. de rebrotes	- 0,31	1,00
	0,45	

Se observa que la correlación entre el diámetro del tronco y el número de rebrotes fue negativa con un valor de -0,31, pero el valor de $p= 0,45$ mostrando que esa correlación no es significativa; por lo tanto puede ser considerada cero.

b)- La correlación obtenida entre las mismas variables pero para plantas sin copa fue la siguiente:

Cuadro 21.
Coeficiente de correlación de Pearson, n = 8. Prob > |r| bajo $H_0: \rho=0$

Variables	Diámetro del tronco principal	No. de rebrotes
Diámetro del tronco principal	1,00	- 0,06
		0,86
No. de rebrotes	- 0,06	1,00
	0,86	

En este caso, la correlación entre el diámetro del tronco y el número de rebrotes es negativa con un valor de -0,06, con un valor de $p= 0,86$ mostrándonos que esa correlación no es significativa.

4.2.2. Análisis global

Como análisis de la técnica de acodo en cepada, cabe mencionar que los resultados presentados son promisorios, ya que las evaluaciones fueron realizadas previo a la finalización del mismo, consistiendo en contabilizar los rebrotes obtenidos por planta, y no plantas enraizadas e independientes de la planta madre. Por lo tanto se evaluó el comportamiento de este frutal frente al estímulo del corte, mencionándose lo siguiente:

Asociando lo obtenido en ambos tratamientos planteados, se podría decir que, las plantas a las cuales se les mantuvo una copa durante la poda, no respondieron favorablemente en cuanto a su brotación; como se hubiera esperado en un principio. Esto podría estar explicado porque al momento de la implantación, el sistema radical que es el más afectado en este tipo de prácticas, no pudo sostener la gran demanda que requería la copa para su mantenimiento; explicando en parte, el estado de deshidratación general que

mostraron las plantas al momento de su evaluación. Por ello, si bien tenían una ventaja favorable con respecto a las otras plantas que sí fueron podadas totalmente, el sistema radical no pudo mantenerla, siendo este factor negativo para la respuesta de las mismas.

Por otro lado, las plantas que fueron podadas totalmente, si bien también sufrieron un estrés al momento del trasplante, el sistema radical no fue tan exigido, pudiendo restituirse favorablemente y responder como lo hizo en la siguiente primavera. Entonces, aún teniendo menos reservas al principio de la etapa post-trasplante, las mantuvo para la brotación de primavera. Contrariamente a ello, en las plantas a las cuales se les mantuvo una copa, esto implicó un desgaste extra para el mantenimiento de las hojas que demandaban constantemente al sistema radicular. Aún así, y considerando lo mencionado, sobresalen dos plantas en el tratamiento con copa; la 1 y la 8, que sobrepasaron esa etapa de estrés y respondieron con una buena brotación. Además, su estado general al momento de la evaluación indica, que estaban brotando nuevamente no solo desde la base, sino que restituyendo también la copa que tenían en un principio.

Es importante mencionar además, que el diámetro de los troncos por planta pudo haber influido en los resultados obtenidos, ya que en las plantas podadas totalmente, que fueron las que respondieron mejor, hubo un predominio en promedio de troncos más gruesos.

La figura 16 muestra como fue la respuesta del no. de rebrotes, considerando el no. de troncos, y se visualiza que la planta 1, que es la que tiene más ejes mostró más rebrotes también; sin ser una regla general para estas condiciones. En cambio en la figura 17, para plantas podadas totalmente si bien hubo variabilidad en cuanto a las brotaciones emitidas, hay más relación en la respuesta entre el no. de rebrotes y el no. de ejes por planta, sobresaliendo las plantas 3, 5 y 7 respectivamente. Esto pudo ser una respuesta propia del genotipo; ya que se tratan de plantas provenientes de semilla.

En la figura 18, se pueden ver los rebrotes obtenidos diferenciando las plantas con copa y las sin copa. Los mismos presentaron buen vigor vegetativo, partiendo de cada yema con una buena distribución general y de manera homogénea en cuanto al tamaño, aunque la evaluación fuera realizada al principio de su crecimiento; siendo necesario hacer posteriores observaciones para evaluar su comportamiento definitivo.

Las diferencias encontradas entre ambos ensayos pudo deberse, en primer lugar; a lo discutido anteriormente explicando las diferencias obtenidas. Independientemente de esto, se verifica que todas las plantas respondieron al estímulo del corte respondiendo en una emisión de brotes por parte de las

mismas, siendo más notorio éste hecho cuando las plantas no sufrieron ningún estrés previo. También se manifiesta variabilidad en cuanto a las brotaciones emitidas, para ambos tratamientos y sin tener en cuenta los inconvenientes manifestados, pudiendo ser una respuesta propia del genotipo; por tratarse de plantas originadas de semilla.

Entonces, si bien la técnica no respondió como se hubiera esperado en una primera instancia, respecto a aquellas plantas a las cuales se les mantuvo una copa, porque pudieron haber sido perjudicadas por el trasplante previo; no se puede generalizar esta respuesta, necesitándose nuevos ensayos para evaluar el comportamiento del acodo en cepada en plantas ya instaladas previamente y evaluando si existen diferencias en cuanto a la cantidad de rebrotes que forman. De todas maneras y obviando esta diferencia, se verifica que el guayabo del país, responde al estímulo de la poda invernal, pudiendo manifestar que el acodo en cepada funciona; aunque no se visualicen claramente los factores que más lo determinan. Aún así, se evidenció una gran exigencia de este sistema de propagación en cuanto a sus requerimientos de agua y fertilización para obtener éxito.

Estos resultados promisorios, podrían reforzarse con lo mencionado por Mattos (1986), Fachinello et al. (1992), Ducroquet et al. (2000), entre otros, en cuanto a que el encepado funciona, y al hecho de aprovechar las características de la especie de emitir naturalmente un gran número de rebrotes a nivel del cuello, especialmente cuando la planta es nueva (Ducroquet et al., 2000). Manifestando ser una buena alternativa de propagación para la obtención tanto de variedades seleccionadas como de porta-injertos, de forma masiva en esta especie frutal.

El hecho de que existan diferencias entre los materiales evaluados, permitiría destacarlos por su capacidad propagativa, siendo beneficioso a la hora de determinar su potencialidad, ya sea productiva o como porta-injerto. Facilitando además, la obtención de mudas y de alta calidad fisiológica, a partir de un material seleccionado previamente por sus cualidades agronómicas. Teniendo en cuenta que, al identificar los materiales que respondieron mejor frente a la emergencia y desarrollo de plantas, darán como resultado una mayor performance de la planta, pudiendo constituirse en una excelente alternativa como porta-injertos.



Figura 18. Resultados del acodo en cepada
(a. planta totalmente podada, b y c. plantas con "tirasavia", d. planta totalmente podada)

4.3. INJERTACIÓN

4.3.1. Injertos de otoño

La evaluación de prendimientos realizados sobre las plantas injertadas en otoño se realizó a los 206 días de haberse efectuado los mismos, caracterizándose las diferentes combinaciones de materiales.

Como se puede ver en el cuadro 22, los valores de prendimiento representaron un 24,3% del total de las plantas evaluadas.

Cuadro 22.
Resultados de los injertos de otoño.

Material injertado		Resultados obtenidos			
Portainjerto	Copa	Número de plantas			Prendimiento, en %
		Injertadas	Falladas	Prendidas	
Ca 74	Ca 74	1	1	0	0
TF 2	TF 2	2	1	1	50
TF 3	TF 3	2	1	1	50
RN 2	RN 2	2	2	0	0
RN 3	RN 3	2	1	1	50
TF 2	RN 3	5	5	0	0
TF 3	RN 3	3	3	0	0
TF 2	RN 2	6	5	1	17
TF 3	RN 2	2	0	2	100
RN 3	TF 2	5	3	2	40
RN 3	TF 3	3	1	2	70
RN 2	TF 2	6	6	0	0
RN 2	TF 3	2	2	0	0
Totales		41	31	10	

En el cuadro 23 se muestran en un formato de análisis dialéctico, las combinaciones entre porta-injertos y copa realizados, como forma de facilitar la comprensión de los resultados.

Cuadro 23.

Proporción de prendimientos según las combinaciones utilizadas.

Portainjerto	Copa				
	Ca 74	TF 2	TF 3	RN 2	RN 3
Ca 74	0				
TF 2		0,5		0,17	0
TF 3			0,5	1	0
RN 2		0	0	0	
RN 3		0,4	0,7		0,5

Se percibe que faltan combinaciones, de modo que para futuras investigaciones se deberían evaluar todas las combinaciones para poder obtener conclusiones más generalizadas.

Se puede observar que, si bien existió variabilidad en cuanto al prendimiento manifestado por los diferentes materiales y sus combinaciones, el material RN 3 mostró cierta diferencia favorable en cuanto a su repuesta. Esto se pudo constatar evaluando tanto, los prendimientos obtenidos, como las diferentes combinaciones, destacándose más si se lo utiliza como porta-injerto. Por otro lado y aunque haya sido bajo el porcentaje de prendimiento obtenido para esta fecha, el tipo de injerto, de doble lengüeta, manifiesta ser viable en esta especie (figura 19).

Realizando un análisis por Chi-cuadrado, para observar si esas diferencias entre las combinaciones eran estadísticamente válidas, se obtuvo un valor de 18,2, con 12 grados de libertad y una probabilidad de 0,11. Lo que muestra que no existieron diferencias significativas entre las diferentes combinaciones evaluadas. Recordemos, no obstante, que este análisis es especialmente ineficiente para datos escasos como lo son estos; ya que no se realizaron todas las combinaciones posibles.

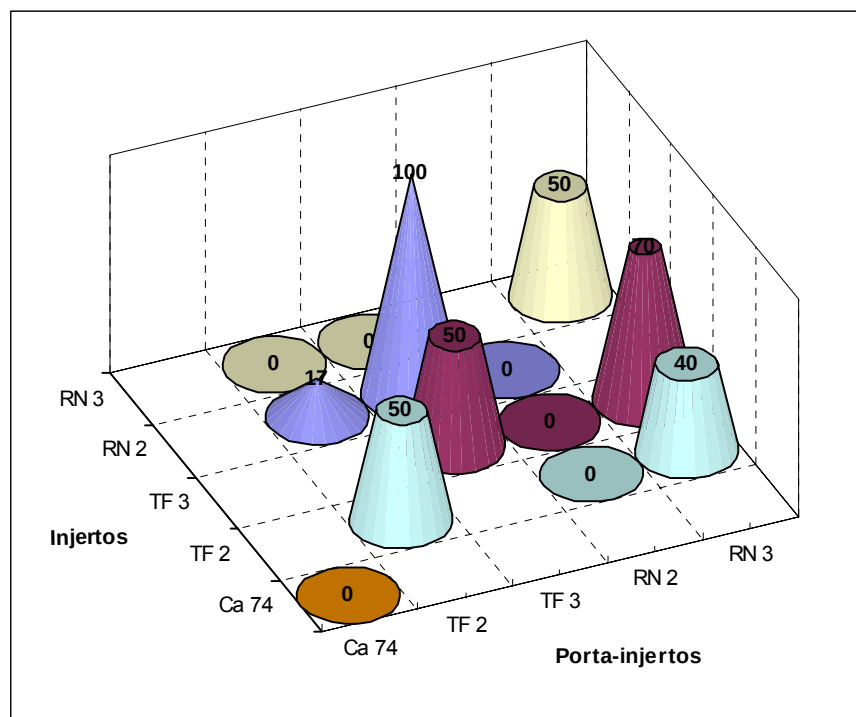


Figura 19. Representación de los prendimientos de otoño, diferenciándolos por combinación de materiales.

4.3.2. Injertos de primavera

Los resultados obtenidos en los injertos realizados en primavera, fueron evaluados a los 46 días de haber sido efectuados, siendo de doble lengüeta como en el caso anterior pero en combinaciones y cantidades diferentes.

Como se puede ver en el cuadro 25, se manifiesta un prendimiento del 50% sobre el total de plantas evaluadas, siendo un valor interesante de por sí y teniendo en cuenta además que las plantas evaluadas fueron menos en cantidad que para los injertos realizados durante el otoño.

Cuadro 24.
Resultados de los injertos de primavera.

Material injertado		Resultados obtenidos			
Portainjerto	Copa	Número de plantas			Prendimiento, en %
		Injertadas	Falladas	Prendidas	
TF 2	TF 2	1	0	1	100
TF 2	RN 2	1	1	0	0
TF 2	RN 3	1	0	1	100
TF 3	TF 3	1	1	0	0
TF 3	RN 2	1	1	0	0
TF 3	RN 3	1	1	0	0
RN 2	RN 2	1	1	0	0
RN 2	TF 2	1	0	1	100
RN 2	TF 3	1	1	0	0
RN 3	RN 3	1	0	1	100
RN 3	TF 2	1	0	1	100
RN 3	TF 3	1	0	1	100
Totales		12	6	6	

Cuadro 25.
Proporción de prendimientos según las combinaciones utilizadas

	Copa			
Portainjerto	TF 2	RN 2	RN 3	TF 3
TF 2	1	0	1	0
TF 3		0	0	0
RN 2	1	0		0
RN 3	1		1	1

En este caso, al igual que en el anterior no se realizaron todas las combinaciones posibles entre los materiales a ser evaluados. Se encontró un valor de prendimiento mayor para esta fecha de injertación y variabilidad entre los diferentes materiales. Sin embargo, aparentemente los materiales RN (planta 3) y TF (planta 2), manifiestan buen prendimiento en combinación con los demás, pudiendo ser interesante evaluarlos posteriormente en cuanto a su comportamiento productivo.

Estos resultados al ser analizados por medio de la prueba del Chi-cuadrado, dieron un valor de 12,0, con 11 grados de libertad y un $p= 0,36$; por lo tanto se concluye que en los injertos realizados en primavera, tampoco existieron diferencias significativas entre las combinaciones. Sin embargo, el comportamiento que muestra este material se diferenciaría a simple vista de los demás, pudiendo ser una capacidad propia del genotipo.

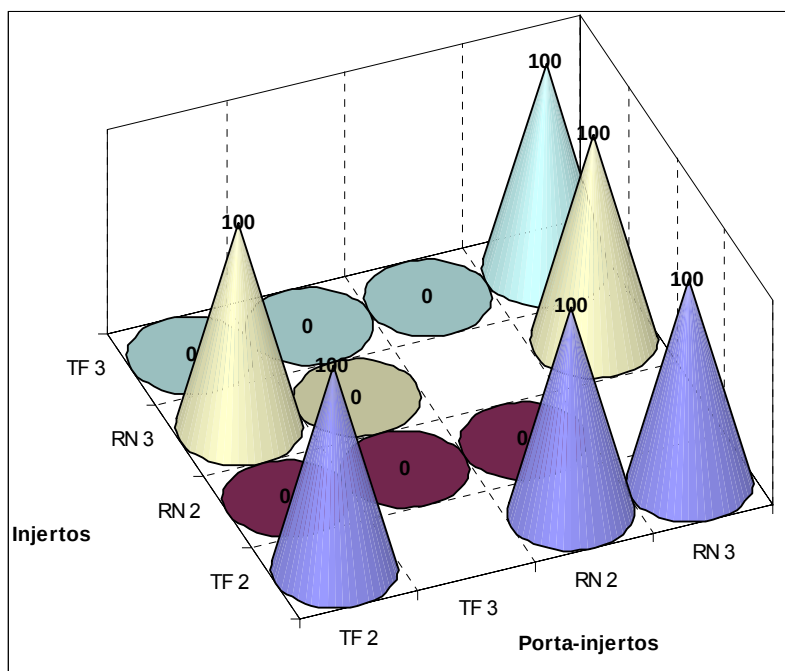


Figura 20. Representación de los prendimientos de primavera, diferenciándolos por combinación de materiales

4.3.3. Análisis global

Como forma de sintetizar ambas fechas de injertación es importante destacar que, aunque en los injertos de primavera se evaluaron menos plantas, se obtuvieron mejores resultados, pudiendo indicar que las condiciones de la primavera serían más propicias, con respecto al otoño, para realizar la técnica en ésta especie frutal. Esto concuerda con lo manifestado por Cacioppo (1988), Ducroquet et al. (2000), de que los injertos de doble lengüeta son viables si son

realizados al final del invierno, quedando sujeto a posteriores investigaciones al respecto.

De acuerdo a los resultados obtenidos, la técnica de injertación demostró ser aplicable en el guayabo del país, por la perfección con que se lleva a cabo la soldadura en el punto de unión, debida a un mayor contacto parenquimático y una completa unión, generando mayores probabilidades de prendimiento.



Figura 21. Vista del prendimiento obtenido en un injerto de primavera.

La figura 21, permite ver que el prendimiento se efectúa con una escasa producción de callo entre ambas partes, pudiendo ser esta una de las limitantes que presentaría esta especie para ser propagado por otro tipo de injerto como podría ser el de yema (Ducroquet et al., 2000).

Con intención de hacer sugerencias respecto a la elección de materiales para usarlos como porta-injertos, se debería tener en cuenta la facilidad que manifiestan al ser propagados a través del injerto de doble lengüeta, ya que el factor varietal influye. También es importante recordar que si bien la fecha de injertación determina el éxito obtenido, no hay que olvidar los cuidados posteriores que exigen los plantínes, como ser: cubrirlos con nylon para evitar posibles deshidrataciones en el sitio de unión, realizar una aclimatación progresiva, mantener los plantínes en invernáculo bajo condiciones controladas, etc. El hecho de poder determinar que materiales presentan mayor compatibilidad, mediante el injerto, también es un carácter buscado para ser recomendados como porta-injertos, lo que es una alternativa para aquellos materiales seleccionados por sus buenas aptitudes, pero que no responden favorablemente a la técnica de estaquillado.

4.4. CONSIDERACIONES FINALES

Se considera la necesidad de estudios posteriores con el propósito de:

- * Perfeccionar la técnica de estaquillado y la preparación de las plantas madres previamente a la extracción de las estacas, como forma de obtener buenos resultados. Evaluar además las plantas obtenidas; verificando la calidad de las mudas, dadas por el sistema radicular obtenido por este medio de propagación vegetativa.

- * Considerando que el efecto edad no es de esperar que sea igual para todos los genotipos, podría ser interesante investigar también este aspecto, sugiriéndose para futuras investigaciones además, considerar análisis estadísticos más refinados como los Modelos Lineales Generalizados, como forma de analizar las diferentes interacciones que pueden aparecer.

- * Sería bueno para aquellos materiales seleccionados por sus buenas aptitudes agronómicas, pero que implican usar tejidos maduros, el rejuvenecerlos a través de técnicas como injertos consecutivos en patrones provenientes de semilla o en madera juvenil. Por otra parte, sería conveniente aprovechar el potencial manifestado por aquellos materiales que se destacaron como posibles porta-injertos.

- * En el caso de aquellos materiales adultos, se deberían realizar y evaluar las respuestas a la poda.

- * Además se deberían realizar y evaluar pre-tratamientos con reguladores del crecimiento, como ser aplicaciones hormonales externas con: citoquininas; que promueven el desarrollo de yemas laterales, o con giberelinas, que en definitiva alargan el brote en que se aplican, dependiendo siempre del material sobre el que se aplique; pudiendo revertir o rejuvenecer las características del material adulto.

- * Finalmente y una vez logrado la obtención de mudas por los métodos de propagación anteriormente evaluados, se podrían poner en práctica técnicas como la micropropagación de materiales seleccionados, aprovechando sus ventajas de multiplicación masal y con buenas condiciones sanitarias del mismo.

5. CONCLUSIONES

El presente trabajo verifica la dificultad de propagación que presenta esta especie. Sin embargo técnicas como las del estaquillado, de encepado y de la injertación mostraron ser viables con ciertas limitantes a tener en cuenta.

En cuanto al estaquillado, la técnica es viable utilizándose estacas semileñosas de 12 cm de longitud, colectadas en período de post-cosecha y conservándoles las hojas apicales, tratadas con ácido indolbutírico a 2000 ppm y usando cama de propagación con niebla intermitente, y considerando que existen dos fuentes de variación que determinan su éxito: juvenilidad del material de partida y el comportamiento del genotipo.

En cuanto al acodo en cepada, se evidencia que las podas realizadas durante el invierno estimulan la brotación durante la primavera siguiente, demostrando que la técnica funciona. Para ello se deben aprovechar las características del frutal de emitir varios ejes, aunque no se hayan determinado bien los factores determinantes, para estas condiciones de experimentación.

Para el caso de los injertos, funciona el de doble lengüeta, obteniéndose un 50% de prendimiento en los injertos de primavera y un 24% en los injertos de otoño, lo que da la pauta de que la época más favorable para realizarlo es la primavera.

8. BIBLIOGRAFÍA

1. ALVAREZ ARGUDÍN, J. 1996. Propagación vegetativa de los árboles frutales. Montevideo, Hemisferio Sur. 217 p.
2. ANDRÉ, E. 1898. Un nouvel arbre fruitier; Feijoa sellowiana. Revue Horticole. Journal D'horticulture Pratique. 70: 264-265.
3. BOLIANI, A. C.; SAMPAIO, V. R. 1995. Efeitos da juvenilidade e do uso do ácido indol-butírico no enraizamento de estacas herbáceas de pitangueira (*Eugenia uniflora* L.). Cultura Agronômica, Ilha Solteira. 4(1): 53-64.
4. CACIOPPO, O. 1988. La Feijoa. Madrid, Mundi- Prensa. 85 p.
5. COUTINHO, E. F.; KLUGE, R. A.; JORGE, R.; HAERTER, J. A.; GOMES DOS SANTOS FILHO, B.; DE LUCES FORTES, G. R. 1992. Efeito de ácido indolbutírico e antioxidante na formacao de calos em estacas semilenhosas de Goiabeira Serrana. Revista Brasileira de Fruticultura (Cruz das Almas). 14(3): 141-143.
6. CUNDA SISTO, J, N. 2006. Caracterización de plantas de "Guayabo del país" (*Acca sellowiana* (Berg.)) Burret desde un enfoque frutícola. Tesis Ing. Agr. Montevideo, Uruguay. Facultad de Agronomía. 98 p.
7. DA COSTA Jr, W. H.; SCARPARE FILHO, J. A.; COSTA BASTOS, D. 2003. Estiolamento da planta matriz e uso de ácido indolbutírico no enraizamento de estacas de goiabeiras. (en línea). Revista Brasileira de Fruticultura. 25(2): 301-304. Consultado 13 mar. 2007. Disponible en http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-29452003000200030&lng=es&nrm=iso.
8. DAL VESCO, L. L.; GUERRA, M. P. 1999. Organogênese e micropropagação da goiabeira serrana (*Feijoa sellowiana* Berg). Revista Brasileira de Fruticultura. 21(1): 60-64.
9. DUARTE, O. R.; FACHINELLO, J. C.; GOMES DOS SANTOS FILHO, B. 1992. Multiplicacao da Goiabeira Serrana a través de estacas semilenhosas. Pesquisa Agropecuaria Brasileira (Brasília). 27(3): 513-516.
10. DUCROQUET, J-P. H. J.; RODRIGUES HICKEL, E.; NODARI, R. O. 2000. Goiabeira-Serrana (*Feijoa sellowiana*). Edição comemorativa do 30º aniversario da Sociedade Brasileira de Fruticultura. Jaboticabal, FUNEP. 66 p. (Serie Frutas Nativas no. 5).
11. FACHINELLO, J. C.; NACHTIGAL, J. C. 1992a. Propagação da Goiabeira serrana *Feijoa sellowiana* Berg, a través da mergulhia de cepa. 1992. Scientia Agricola. (Piracicaba). 49(1): 37-39.

12. _____.; MIELKE, M. S.; NACHTIGAL, J. DA C. 1992b. Propagação vegetativa da goiabeira serrana. Revista Brasileira de Fruticultura (Cruz das Almas). 14(3): 233-236.
13. _____.; HOFFMANN, A.; COSTA NACHTIGAL, J.; KERSTEN, E.; DE LUCES FORTES, G. R. 1994. Propagação de plantas frutíferas de clima temperado. Pelotas-RS, Editora Universitaria. 179 p.
14. FEIPPE, A; PERALTA ALTIER, G; IBAÑEZ, F; VIGNALE, B; CABRERA, D; ZOPPOLO, R. 2008. Valor nutricional de los frutos nativos del Uruguay. Revista INIA. no.15: 33-35.
15. FRANZON, R. C.; ANTUNES, L. E. C.; RASEIRA, M DO C. B. 2004. Efeito do AIB e de diferentes tipos de estaca na propagação vegetativa da Goiabeira- Serrana (*Acca sellowiana* Berg). Revista Brasileira Agrociencia. 10(4): 515-518.
16. HARTMANN, H. T.; KESTER, D. E. 1998. Propagación de plantas; principios y prácticas. 6ª reimp. México, Continental. 785 p.
17. MIELKE, M. S.; FACHINELLO, J. C. 1993. Propagação vegetativa da goiabeira serrana por enxertia de inverno. Revista Brasileira de Fruticultura (Cruz das Almas). 15(1): 91-95.
18. OLTRAMARI, A. C.; DAL VESCO, L. L.; PEDROTTI, E. L.; DUCROQUET, J-P. H. J.; NODARI, R. O.; GUERRA, M. P. 2000. Protocolo de micropropagação da goiabeira serrana (*Acca sellowiana* (Berg) Burret). Ciencia Rural. 30: 61-68.
19. POPENOE, F. W. 1912. *Feijoa sellowiana*, its history, culture and varieties. Pomona College Journal of Economic Botany, as Applied to Subtropical Horticulture. 2(1): 217-242.
20. RIVAS, M.; VIGNALE, B.; CAMUSSI, G.; PUPPO, M. ; PRITSCH, C. 2007. Los recursos fitogenéticos de *Acca sellowiana* (Berg.) Burret en Uruguay. In : Clausen, A. ; Condón, F ; Berretta, A. eds. Avances de investigación en recursos genéticos en el Cono Sur II. Montevideo, Uruguay, PROCISUR/IICA. pp.103-112.
21. RODRIGUES MATTOS, J.1986. A Goiabeira Serrana. 2ª ed. Porto Alegre-RS, Brasil, IPRNR. 84 p. (Publicação IPRNR no. 19).
22. STEEL, R. G. D.; TORRIE, J. H. 1985. Bioestadística; principios y procedimientos. Bogotá, Colombia, Mc Graw-Hill Latinoamericana. 622 p.

23. TÁLICE, R.; CASTRO, J.; IZAGUIRRE, P. 1996. Prospección y evaluación de frutas autóctonas con énfasis en el guayabo del país y durazno. Informe final. Montevideo, INIA. s.p. (FPTA no. 054).
24. THORP, G.; BIELESKI, R. 2002. Feijoas; origins, cultivation and uses. Auckland, New Zealand, D. Bateman. 87 p.
25. VIGNALE, B.; BISIO, L. 2005. Selección de frutales nativos en Uruguay. Agrociencia (Montevideo). 9: 35-39.

9. ANEXOS

Cuadro 1.

Características de los frutos de las diferentes plantas madres.

Denominación	Peso (gr/fr)	Largo (mm)	Diámetro (mm)	A/D	°Brix	Color exterior	Aspecto exterior de la piel	Época maduración	Producción
Cerro Chato	48	56,6	38,6	1,47	15,3	Verde claro	Rugoso	intermedia	Alta
LL 2	30,3	47,7	34,15	1,40	10,8	Verde	Algo Rugoso	tardía	Alta
Nico 2,1	37	48,5	38,1	1,27	12,5	Verde claro	Algo Rugoso	tardía	Alta
Briano	47,14	59,4	41	1,45	8,2	Verde claro	Rugoso	intermedia	Alta
Toribio 2	8,6	32,8	30,6	1,07	13,1	Verde claro	Liso	intermedia	Media
Toribio 3	9	30,9	29,3	1,05	11,5	Verde claro	Liso	intermedia	Media
Cavasin 74	34,1	43,8	38,1	1,15	12,5	Verde	Rugoso	tardía	Media
Río Negro 2	25,2	37,4	30,2	1,24	12,9	Verde claro	Rugoso	intermedia	Media
Río Negro 3	27	42,1	34,9	1,21	14	Verde claro	Algo Rugoso	intermedia	Poca

Cuadro 2.

Características de las plantas evaluadas en el experimento 1.

Denominación	Observaciones
A	
B	Planta productiva, con frutos grandes, oblongos, con piel de color verde claro y algo rugosa, de maduración tardía.
C	Planta muy vigorosa, muy productiva, frutos grandes, de forma oblongos, con piel de color verde y rugosa, y cuyo sabor es bajo en contenido de azúcares.
D	Planta muy productiva, frutos grandes, oblongos, con piel de color verde claro y rugosa, con alto contenido de azúcares, buen sabor. Con maduración intermedia, planta que enraíza muy bien y cuyo vigor es medio.

Cuadro 3.

Resultados generales del experimento 1, de la técnica de estaquillado.

Tratamientos	Bloque	N° de estacas por categoría				Diámetros
		0	1	2	3	
1	1	15				3,3
2	1	15				3
3	1	15				2,9
4	1	11	3	1		3,8
5	1	15				4,2
6	1	15				3,7
7	1	15				2,5
8	1	14	1			3,6
1	2	15				3
2	2	14	1			3,2
3	2	15				2
4	2	6	5	4		3,1
5	2	15				4
6	2	15				3,1
7	2	15				2,9
8	2	7	3	5		2,8
1	3	13	2			3,9
2	3	15				2,8
3	3	14	1			3
4	3	4	1	10		3,7
5	3	14	1			3,8
6	3	13	2			3,6
7	3	15				2,1
8	3	1	1	12	1	3,5
1	4	15				3,8
2	4	15				3,3
3	4	15				2
4	4	10	1	4		3,5
5	4	15				3,8
6	4	15				3,9
7	4	15				3
8	4	4		11		3,9

Cuadro 4.

Análisis estadísticos a través del programa SAS.

Salida 1. Comparación de los 8 tratamientos. The FREQ Procedure

		1	2	3	4	Total
Frecuencia	1	58	2	0	0	60
Porcentaje del total		12,08	0,42	0,0	0,0	12,50
Porcentaje de la fila		96,67	3,33	0,0	0,0	
Porcentaje de la columna		14,15	9,09	0,0	0,0	
Frecuencia	2	59	1	0	0	60
Porcentaje del total		12,29	0,21	0,0	0,0	12,50
Porcentaje de la fila		98,33	1,67	0,0	0,0	
Porcentaje de la columna		14,39	4,55	0,0	0,0	
Frecuencia	3	59	1	0	0	60
Porcentaje del total		12,29	0,21	0,0	0,0	12,50
Porcentaje de la fila		98,33	1,67	0,0	0,0	
Porcentaje de la columna		14,39	4,55	0,0	0,0	
Frecuencia	4	31	10	19	0	60
Porcentaje del total		6,46	2,08	3,96	0,0	12,50
Porcentaje de la fila		51,67	16,67	31,67	0,0	
Porcentaje de la columna		7,56	45,45	40,43	0,0	
Frecuencia	5	59	1	0	0	60
Porcentaje del total		12,29	0,21	0,0	0,0	12,50
Porcentaje de la fila		98,33	1,67	0,0	0,0	
Porcentaje de la columna		14,39	4,55	0,0	0,0	
Frecuencia	6	58	2	0	0	60
Porcentaje del total		12,08	0,42	0,0	0,0	12,50
Porcentaje de la fila		96,67	3,33	0,0	0,0	
Porcentaje de la columna		14,15	9,09	0,0	0,0	
Frecuencia	7	60	0	0	0	60
Porcentaje del total		12,50	0,0	0,0	0,0	12,50
Porcentaje de la fila		100	0,0	0,0	0,0	
Porcentaje de la columna		14,63	0,0	0,0	0,0	
Frecuencia	8	26	5	28	1	60
Porcentaje del total		5,42	1,04	5,83	0,21	12,50
Porcentaje de la fila		43,33	8,33	46,67	1,67	
Porcentaje de la columna		6,34	22,73	59,57	100	
Total		410	22	47	1	480
		85,42	4,58	9,79	0,21	100

Estadísticas de la tabla de genotipos por repeticiones			
Estadísticas	Grados Libertad	Valor	Probabilidad
Chi-Square	21	209.5774	<.0001
Likelihood Ratio Chi-Square	21	190.3993	<.0001
Mantel-Haenszel Chi-Square	1	37.1700	<.0001
Phi Coefficient	0.6608		
Contingency Coefficient	0.5513		
Cramer's V	0.3815		
WARNING: 50% of the cells have expected counts less than 5. Chi-Square may not be a valid test.			
Sample Size = 480			

Salida 2. Comparación entre los genotipos usando FREQ Procedure

		1	2	3	4	Total
Frecuencia	1	117	24,38	97,50	28,54	120
Porcentaje del total		3	0,63	2,50	13,64	25,00
Porcentaje de la fila		0	0,0	0,0	0,0	
Porcentaje de la columna		0	0,0	0,0	0,0	
Frecuencia	2	117	3	0,0	0,0	120
Porcentaje del total		24,38	0,63	0,0	0,0	25,00
Porcentaje de la fila		97,50	2,50	0,0	0,0	
Porcentaje de la columna		28,54	13,64	0,0	0,0	
Frecuencia	3	119	1	0	0	120
Porcentaje del total		24,79	0,21	0,0	0,0	25,0
Porcentaje de la fila		99,17	0,83	0,0	0,0	
Porcentaje de la columna		29,02	4,55	0,0	0,0	
Frecuencia	4	57	15	47	1	120
Porcentaje del total		11,88	3,13	9,79	0,21	25,0
Porcentaje de la fila		47,50	12,50	39,17	0,83	
Porcentaje de la columna		13,90	68,18	100	100	
Total		410	22	47	1	480
		85,42	4,58	9,79	0,21	100,0

Estadísticas de la tabla de genotipos por repeticiones			
Estadísticas	Grados Libertad	Valor	Probabilidad
Chi-Square	9	193.3197	<.0001
Likelihood Ratio Chi-Square	9	183.0493	<.0001
Mantel-Haenszel Chi-Square	1	111.2466	<.0001
Phi Coefficient	0,6346		
Contingency Coefficient	0,5358		
Cramer's V	0,3664		
WARNING: 25% of the cells have expected counts less than 5. Chi-Square may not be a valid test.			
Sample Size = 480			

Salida 3. Comparación entre dosis usando FREQ Procedure

		1	2	3	4	Total
Frecuencia	1	58	2	0	0	60
Porcentaje del total		12,08	0,42	0,0	0,0	12,50
Porcentaje de la fila		96,67	3,33	0,0	0,0	
Porcentaje de la columna		14,15	9,09	0,0	0,0	
Frecuencia	2	59	1	0	0	60
Porcentaje del total		12,29	0,21	0,0	0,0	12,50
Porcentaje de la fila		98,33	1,67	0,0	0,0	
Porcentaje de la columna		14,39	4,55	0,0	0,0	
Frecuencia	3	59	1	0	0	60
Porcentaje del total		12,29	0,21	0,0	0,0	12,50
Porcentaje de la fila		98,33	1,67	0,0	0,0	
Porcentaje de la columna		14,39	4,55	0,0	0,0	
Frecuencia	4	31	10	19	0	60
Porcentaje del total		6,46	2,08	3,96	0,0	12,50
Porcentaje de la fila		51,67	16,67	31,67	0,0	
Porcentaje de la columna		7,56	45,45	40,43	0,0	
Frecuencia	5	59	1	0	0	60
Porcentaje del total		12,29	0,21	0,0	0,0	12,50
Porcentaje de la fila		98,33	1,67	0,0	0,0	
Porcentaje de la columna		14,39	4,55	0,0	0,0	
Frecuencia	6	58	2	0	0	60
Porcentaje del total		12,08	0,42	0,0	0,0	12,50
Porcentaje de la fila		96,67	3,33	0,0	0,0	
Porcentaje de la columna		14,15	9,09	0,0	0,0	
Frecuencia	7	60	0	0	0	60
Porcentaje del total		12,50	0,0	0,0	0,0	12,50
Porcentaje de la fila		100	0,0	0,0	0,0	
Porcentaje de la columna		14,63	0,0	0,0	0,0	
Frecuencia	8	26	5	28	1	60
Porcentaje del total		5,42	1,04	5,83	0,21	12,50
Porcentaje de la fila		43,33	8,33	46,67	1,67	
Porcentaje de la columna		6,34	22,73	59,57	100	
Total		410	22	47	1	480
		85,42	4,58	9,79	0,21	100

Statistics for Table of t by r			
Estadísticas	Grados de Libertad	Valor	Probabilidad
Chi-Square	21	209.5774	<.0001
Likelihood Ratio Chi-Square	21	190.3993	<.0001
Mantel-Haenszel Chi-Square	1	37.1700	<.0001
Phi Coefficient	0.6608		
Contingency Coefficient	0.5513		

Cramer's V	0.3815
WARNING: 50% of the cells have expected counts less than 5. Chi-Square may not be a valid test.	
Sample Size = 480	

Salida 4. Comparación entre el experimento 1 y el experimento 2 usando el FREQ Procedure.

Table of f by c (f c)		1	2	Total
Frecuencia	1	1	11	12
Porcentaje del total		3,45	37,93	41,38
Porcentaje de la fila		8,33	91,67	
Porcentaje de la columna		6,67	78,57	
Frecuencia	2	14	3	17
Porcentaje del total		48,28	10,34	58,62
Porcentaje de la fila		82,35	17,65	
Porcentaje de la columna		93,33	21,43	
Total		15	14	29
		51,72	48,28	100,0

Statistics for Table of f by c			
Estadísticas	Grados de Libertad	Valor	Probabilidad
Chi-Square	1	15.4349	<0.0001
Likelihood Ratio Chi-Square	1	17.4400	<0.0001
Continuity Adj. Chi-Square	1	12.6129	0.0004
Mantel-Haenszel Chi-Square	1	14.9026	<0.0001
Phi Coefficient	-0.7295		
Contingency Coefficient	0.5894		
Cramer's V	-0.7295		
Fisher's Exact Test			
Cell (1,1) Frequency (F)	1		
Left-sided Pr <= F	1.070E-04		
Right-sided Pr >= F	1.0000		
Table Probability (P)	1.052E-04		
Two-sided Pr <= P	1.157E-04		
Sample Size = 29			

Salida 5. Análisis injertos de otoño.

		1	2	Total
Frecuencia	1	1	0	1
Porcentaje del total		2,44	0,0	2,44
Porcentaje de la fila		100	0,0	
Porcentaje de la columna		3,23	100	
Frecuencia	2	1	1	2
Porcentaje del total		2,44	2,44	4,88
Porcentaje de la fila		50,0	50,0	
Porcentaje de la columna		3,23	10,0	
Frecuencia	3	1	1	2
Porcentaje del total		2,44	2,44	4,88
Porcentaje de la fila		50,0	50,0	
Porcentaje de la columna		3,23	10,0	
Frecuencia	4	2	0	2
Porcentaje del total		4,88	0,0	4,88
Porcentaje de la fila		100,0	0,0	
Porcentaje de la columna		6,45	0,0	
Frecuencia	5	1	1	2
Porcentaje del total		2,44	2,44	4,88
Porcentaje de la fila		50,0	50,0	
Porcentaje de la columna		3,23	10,0	
Frecuencia	6	5	0	5
Porcentaje del total		12,20	0,0	12,20
Porcentaje de la fila		100	0,0	
Porcentaje de la columna		16,13	0,0	
Frecuencia	7	3	0	3
Porcentaje del total		7,32	0,0	7,32
Porcentaje de la fila		100	0,0	
Porcentaje de la columna		9,68	0,0	
Total		31	10	41
		75,61	24,39	100
Frecuencia	8	5	1	6
Porcentaje del total		12,20	2,44	14,63
Porcentaje de la fila		83,33	16,67	
Porcentaje de la columna		16,13	10,0	
Frecuencia	9	0	2	2
Porcentaje del total		0,0	4,88	4,88
Porcentaje de la fila		0,0	100	
Porcentaje de la columna		0,0	20,0	
Frecuencia	10	3	2	5
Porcentaje del total		7,32	4,88	12,20
Porcentaje de la fila		60,0	40,0	
Porcentaje de la columna		9,68	20,0	
Frecuencia	11	1	2	3
Porcentaje del total		2,44	4,88	7,32

Porcentaje de la fila		33,33	66,67	
Porcentaje de la columna		3,23	20,0	
Frecuencia	12	6	0	6
Porcentaje del total		14,63	0,0	14,63
Porcentaje de la fila		100	0,0	
Porcentaje de la columna		19,35	0,0	
Frecuencia	13	2	0	2
Porcentaje del total		4,88	0,0	4,88
Porcentaje de la fila		100	0,0	
Porcentaje de la columna		6,45	0,0	
Total	31	10	41	
	75,61	24,39	100	

Statistics for Table of f by c			
Estadísticas	Grados de Libertad	Valor	Probabilidad
Chi-Square	12	18.2252	0.1090
Likelihood Ratio Chi-Square	12	21.2803	0.0464
Mantel-Haenszel Chi-Square	1	0.0372	0.8471
Phi Coefficient	0.6667		
Contingency Coefficient	0.5547		
Cramer's V	0.6667		
WARNING: 100% of the cells have expected counts less than 5. Chi-Square may not be a valid test.			
Sample Size = 41			

Salida 6. Análisis injertos de primavera usando el The FREQ Procedure

		1	2	Total
Frecuencia	1	0	1	1
Porcentaje del total		0,0	8,33	8,33
Porcentaje de la fila		0,0	100	
Porcentaje de la columna		0,0	9,09	
Frecuencia	2	1	0	1
Porcentaje del total		8,33	0,0	8,33
Porcentaje de la fila		100	0,0	
Porcentaje de la columna		100	0,0	
Frecuencia	3	0	1	1
Porcentaje del total		0,0	8,33	8,33
Porcentaje de la fila		0,0	100	
Porcentaje de la columna		0,0	9,09	
Frecuencia	4	0	1	1
Porcentaje del total		0,0	8,33	8,33
Porcentaje de la fila		0,0	100	
Porcentaje de la columna		0,0	9,09	
Frecuencia	5	0	1	1
Porcentaje del total		0,0	8,33	8,33
Porcentaje de la fila		0,0	100	
Porcentaje de la columna		0,0	9,09	

Frecuencia	6	0	1	1
Porcentaje del total		0,0	8,33	8,33
Porcentaje de la fila		0,0	100	
Porcentaje de la columna		0,0	9,09	
Total		1	11	12
		8,33	91,67	100
Frecuencia	7	0	1	1
Porcentaje del total		0,0	8,33	8,33
Porcentaje de la fila		0,0	100	
Porcentaje de la columna		0,0	9,09	
Frecuencia	8	0	1	1
Porcentaje del total		0,0	8,33	8,33
Porcentaje de la fila		0,0	100	
Porcentaje de la columna		0,0	9,09	
Frecuencia	9	0	1	1
Porcentaje del total		0,0	8,33	8,33
Porcentaje de la fila		0,0	100	
Porcentaje de la columna		0,0	9,09	
Frecuencia	10	0	1	1
Porcentaje del total		0,0	8,33	8,33
Porcentaje de la fila		0,0	100	
Porcentaje de la columna		0,0	9,09	
Frecuencia	11	0	1	1
Porcentaje del total		0,0	8,33	8,33
Porcentaje de la fila		0,0	100	
Porcentaje de la columna		0,0	9,09	
Frecuencia	12	0	1	1
Porcentaje del total		0,0	8,33	8,33
Porcentaje de la fila		0,0	100	
Porcentaje de la columna		0,0	9,09	
Total		1	11	12
		8,33	91,67	100

Statistics for Table of f by c			
Estadísticas	Grados de Libertad	Valor	Probabilidad
Chi-Square	11	12.0000	0.3636
Likelihood Ratio Chi-Square	11	6.8841	0.8084
Mantel-Haenszel Chi-Square	1	1.6993	0.1924
Phi Coefficient	1.0000		
Contingency Coefficient	0.7071		
Cramer's V	1.0000		
WARNING: 100% of the cells have expected counts less than 5. Chi-Square may not be a valid test.			
Sample Size = 12			

Prueba t para comparar número de rebrotes entre las plantas con copa y sin copa.									
Statistics									
		Lower CL		Upper CL		Lower CL		Upper CL	
Variable	trt	N	Mean	Mean	Mean	Std Dev	Std Dev	Std Dev	Std Err
Rebr	cc	8	-4.027	11.25	26.527	12.082	18.274	37.192	6.4607
Rebr	sc	11	9.5284	18.273	27.017	9.0946	13.016	22.842	3.9245
Rebr	Diff (1-2)	-22.12	-7.023	8.0745	11.556	15.4	23.087	7.1557	
T-Tests									
		Variable	Method		Variances		DF	t Value	Pr > t
		Rebr	Pooled		Equal		17	-0.98	0.3402
		Rebr	Satterthwaite		Unequal		12	-0.93	0.3712
Equality of Variances									
		Variable	Method	Num DF	Den DF	F Value	Pr > F		
		Rebr	Folded F	7	10	1.97	0.3189		
Correlación (The CORR Procedure) entre número de troncos y número de rebrotes									
Variables: ntr Rebrotes									
Simple Statistics									
Variable	N	Mean	Std Dev	Sum	Minimum	Maximum			
ntr	8	5.12500	2.58775	41.00000	2.00000	10.00000			
Rebrotes	8	11.25000	18.27371	90.00000	0	48.00000			
Pearson Correlation Coefficients, N = 8									
Prob > r bajo H0: Rho=0									
		ntr	Rebr						
		ntr	1.00000	0.63668					
				0.0896					
		Rebr	0.63668	1.00000					
				0.0896					
Plantas sin copa									
2 Variables: ntr Rebr									
Simple Statistics									
Variable	N	Mean	Std Dev	Sum	Minimum	Maximum			
ntr	11	2.54545	1.57249	28.00000	1.00000	6.00000			
Rebr	11	18.27273	13.01607	201.00000	7.00000	52.00000			
Pearson Correlation Coefficients, N = 11									
Prob > r bajo H0: Rho=0									
		ntr	Rebr						
		ntr	1.00000	0.78838					
				0.0039					
		Rebr	0.78838	1.00000					
				0.0039					
Plantas con copa									
2 Variables: diam Rebr									
Simple Statistics									
Variable	N	Mean	Std Dev	Sum	Minimum	Maximum			
diam	8	2.42500	0.63189	19.40000	1.60000	3.50000			
Rebr	8	11.25000	18.27371	90.00000	0	48.00000			
Pearson Correlation Coefficients, N = 8									
Prob > r bajo H0: Rho=0									

		diam	Rebr			
		diam	1.00000	-0.31115		
				0.4532		
		Rebr	-0.31115	1.00000		
			0.4532			
Plantas sin copa						
		2 Variables: diam Rebr				
Simple Statistics						
Variable	N	Mean	Std Dev	Sum	Minimum	Maximum
diam	11	3.04545	1.09212	33.50000	1.90000	5.60000
Rebr	11	18.27273	13.01607	201.00000	7.00000	52.00000
Pearson Correlation Coefficients, N = 11						
Prob > r bajo H0: Rho=0						
		diam	Rebr			
		diam	1.00000	-0.05794		
				0.8656		
		Rebr	-0.05794	1.00000		
			0.8656			