CENTRO AGRONOMICO TROPICAL DE INVESTIGACION Y ENSEÑANZA.
SUBDIRECCION GENERAL ADJUNTA DE ENSEÑANZA.
PROGRAMA DE POSGRADO.

TECNICAS DE ENRAIZADO DE ESTACAS JUVENILES DE *Cedrela odorata* L. Y *Gmelina arborea* Linn.

Tesis sometida a consideración del Comité Técnico Académico del Programa de Estudios de Posgrado en Ciencias Agrícolas y Recursos Naturales del Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza, para optar al grado de:

MAGISTER SCIENTIAE.

por

ERIC ROBERTO ALEJANDRO DIAZ MALDONADO.

CENTRO AGRONOMICO TROPICAL DE INVESTIGACION Y ENSEÑANZA.
Turrialba, Costa Rica,
1991

Esta tesis ha sido aceptada, en su presente forma, por la Coordinación del Programa de Estudios de Posgrado en Ciencias Agrícolas y Recursos Naturales Renovables del CATIE y aprobada por el Comité Asesor del estudiante como requisito parcial para optar al grado de:

MAGISTER SCIENTIAE

COMITE ASESOR:

Rodolfo Salazar, Ph. D.
Profesor Consejero

Francisco Mesén, M. Sc.
Miembro del Comité

Eugenio Corea, M. Sc.
Miembro del Comité

Miembro del Comité

Ramón Lastra, Ph. D.
Coordinador Programa Maestría

Eric Roberto Alejandro Díaz Maldonado
Candidato

DEDICATORIAS:

A mis padres: ARNULFO DIAZ CERON (Q.E.P.D.)
BEATRIZ MALDONADO DURAN

Por inducirme con su ejemplo a la superación personal.

A mi esposa: NORMA SALGADO NAVA

Por el amor, paciencia y comprensión dedicada durante este período de nuestras vidas.

A mi hijo: ERIC ARNULFO DIAZ SALGADO

Por alegrar mi vida y motivarme al logro de mis metas.

A mis hermanos: LAURA, OMAR Y DANTE

Por su apoyo y estímulo.

A mi patria: MEXICO

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

El autor desea expresar su agradecimiento a las siguientes personas e instituciones:

A Rodolfo Salazar, Ph.D. profesor consejero, por sus oportunos consejos, enseñanza y apoyo durante mi estancia en el CATIE, así como por su intervención en la revisión del presente trabajo.

A Francisco Mesén, M.Sc. miembro del Comité Asesor, por sus enseñanzas, estímulo, gran dedicación, acertada orientación y apoyo durante la realización del presente trabajo.

A Eugenio Corea, M.Sc. miembro del Comité Asesor, por sus consejos, apoyo y tiempo dedicado en la revisión del presente trabajo.

A mi esposa e hijo por su respaldo moral y estímulo constante para la culminación de las metas fijadas.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología de México por el apoyo económico brindado para la realización de mis estudios de posgrado

Al Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Agropecuarias de México por la oportunidad que me brindó para continuar con mi desarrollo y formación profesional.

Al personal del Vivero Forestal del CATIE en Costa Rica por su valiosa cooperación en el establecimiento de los ensayos de esta Tesis.

Al Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE) por haberme brindado la oportunidad de realizar los estudios de Maestría.

B I O G R A F I A

El autor nació en Durango, Durango, México el 20 de mayo de 1959. Realizó sus estudios primarios en la Escuela Primaria Urbana # 1, Manuel Martínez Valadez, los estudios secundarios en la Escuela Secundaria # 2 para varones y los estudios de bachillerato en la Escuela Preparatoria de Jalisco # 1, de la Universidad de Guadalajara.

En 1978 ingresó a la Escuela de Agronomía de la Universidad de Guadalajara, México, donde se graduó de Ingeniero Agrónomo con Orientación en Bosques en marzo de 1983.

De febrero de 1983 a noviembre de 1984 fue becario de la Universidad Autónoma de Nuevo León, México.

De noviembre de 1984 a septiembre de 1989 laboró como investigador de tiempo completo en el Programa Plantaciones Forestales del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Agropecuarias de México. De septiembre de 1987 a septiembre de 1989 fungió como Experto Regional de la Red Mejoramiento Genético y Plantaciones Forestales del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Agropecuarias de México.

En septiembre de 1989 ingresó al Programa de Estudios de Posgrado del CATIE en Turrialba, Costa Rica, donde obtuvo el grado de Magister Scientiae en septiembre de 1991, en el área de Silvicultura con énfasis en Mejoramiento Genético Forestal.

INDICE GENERAL.

Página

HOJA DE APROBACION ii
DEDICATORIAS iii
AGRADECIMIENTOS iv
BIOGRAFIA vi
INDICE GENERAL vii
RESUMEN ix
SUMMARY xi
INDICE DE CUADROS xiii
INDICE DE FIGURAS xv
1. INTRODUCCION 1
2. ANTECEDENTES 4
2.1. Características de las especies 4
2.1.1. *Cedrela odorata* L. 4
2.1.2. *Gmelina arborea* Linn. 5
2.2. Propagación vegetativa 5
2.2.1. Propagación por estacas 6
2.2.2. Origen de las raíces adventicias 8
2.3. Reguladores de crecimiento 10
2.4. Factores de la estaca 14
2.4.1. Edad del árbol madre 15
2.4.2. Ubicación de la estaca en la copa del árbol 16
2.4.3. Tamaño de la estaca 19
2.4.4. Importancia de las hojas 20
2.5. Factores ambientales 21
2.5.1. Medio de enraizamiento 22
2.5.2. Humedad 24
2.5.3. Temperatura 25
2.5.4. Luminosidad 26

3. MATERIALES Y METODOS 28
3.1. Ensayos 28
3.2. Localización 29
3.3. Cámara de enraizamiento 29
3.4. Material vegetativo 32
3.5. Evaluación y análisis 33
3.5.1. Metodología empleada en el primer ensayo 34
3.5.2. Metodología empleada en el segundo ensayo 35
4. RESULTADOS Y DISCUSIONES 37
4.1. Primer ensayo 37
4.1.1. *C. odorata* 37
4.1.2. *G. arborea* 50
4.2. Segundo ensayo 61
4.2.1. *C. odorata* 61
4.2.2. *G. arborea* 70
5. CONCLUSIONES 83
6. RECOMENDACIONES 86
7. BIBLIOGRAFIA 88

DIAZ MALDONADO, E. R. A. 1991. Técnicas de enraizado de estacas juveniles de ***Cedrela odorata*** L. y ***Gmelina arborea*** Linn. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica. CATIE. 93 p.

Palabras clave: ***Cedrela odorata***, ***Gmelina arborea***, árboles forestales, árboles maderables, propagación vegetativa, técnicas de enraizamiento, estacas juveniles, hormonas, auxinas, sustratos, longitud de estaca, área foliar, Costa Rica.

RESUMEN

El objetivo general del presente estudio fue desarrollar técnicas prácticas para enraizar estacas juveniles de ***Cedrela odorata*** L. y ***Gmelina arborea*** Linn. Los experimentos se realizaron en el vivero del CATIE, Turrialba, Costa Rica. En un primer ensayo se probaron cinco dosis de ácido indol-3-butírico (0,0; 0,2; 0,4; 0,8; 1,6 %) y tres sustratos: arena, grava y la mezcla arena-grava (50:50 p/v). Un segundo ensayo se realizó dos meses y medio después del primero utilizando el mejor medio de enraizado y la dosis óptima de auxina, en el cual se probaron tres longitudes de estacas (4, 6 y 8 cm) y tres áreas foliares (25, 50 y 100 cm^2). La cámara de enraizamiento utilizada fue un propagador mejorado de baja tecnología, de construcción barata, muy efectivo, que no requieren agua de cañería ni electricidad (Leakey *et al.* 1990), apropiado para pequeños programas de desarrollo rural. Las condiciones ambientales dentro de las cámaras de propagación fueron monitoreadas periódicamente a lo largo del período de enraizamiento.

Los objetivos específicos del estudio fueron: 1) Cuantificar los efectos de diferentes dosis de auxina, sustratos, áreas foliares y longitudes de la estaca, sobre el enraizamiento de ***C. odorata*** y ***G. arborea***, y 2) Determinar el efecto de las relaciones hídricas y fotosintéticas sobre el enraizamiento de las estacas juveniles.

Para analizar el efecto de los tratamientos y caracterizar el proceso de enraizado, se determinó el número de raíces por estaca, los porcentajes de enraizamiento y brotación, las variaciones en el peso fresco y seco de las estacas y el contenido relativo de agua de las hojas.

Los resultados del primer ensayo indican que el mejor medio de enraizado para ***C. odorata*** fue la arena con 64% de enraizamiento, brotación de 54% y una media del número de raíces de 20. Para las dosis de ácido indol-3-butírico

(AIB), la concentración de 0,2% presentó el mayor enraizamiento (76%), un porcentaje de brotación de 31% y una media del número de raíces de 13. Para ***G. arborea*** el mejor medio de enraizado fue la arena con 57% de enraizamiento, 33% de brotación y una media del número de raíces de 17. Para las dosis de AIB, la concentración del 0,2% presentó el mayor enraizamiento (44%), un porcentaje de brotación del 31% y una media del número de raíces de 12.

Para el segundo ensayo los resultados indican que la mejor longitud de estaca para ***C. odorata*** fue la de 6 cm con 65% de enraizado, 72% de brotación y una media del número de raíces de siete. En cuanto al área foliar para esta misma especie, el área de 100 cm^2 presentó el mayor porcentaje de enraizamiento (60%), una brotación del 62% y la mayor media del número de raíces (9). En el caso de ***G. arborea***, la longitud de estaca de 8 cm presentó los mejores resultados de enraizamiento (78%), brotación (63%) y una media del número de raíces de seis. En cuanto al área foliar, la de 50 cm^2 obtuvo el mayor enraizamiento (71%), una brotación del 65 % y una media del número de raíces de cinco.

Los análisis de varianza efectuados no mostraron efectos significativos para las interacciones: sustrato-dosis de hormona y longitud de estaca-área foliar.

Al realizar las regresiones lineales para el contenido relativo de agua de la hoja y las diferencias porcentuales de peso seco de la estaca, ninguna de las regresiones lineales practicadas logró obtener índices de determinación (r^2) mayores al 61%.

La cámara de propagación se considera satisfactoria para la propagación vegetativa de ***C. odorata*** y ***G. arborea***, ya que las condiciones de humedad relativa del ambiente, irradiación solar y temperatura de la cámara no permitieron la pérdida de agua en las hojas, obteniéndose un buen enraizamiento.

DIAZ MALDONADO, E. R. A. 1991. Rooting techniques for juvenile leafy stem cuttings of ***Cedrela odorata*** L. and ***Gmelina arborea*** Linn. Mag. Sc. Thesis. Turrialba, Costa Rica. CATIE. 93 p.

Key words: ***Cedrela odorata***, ***Gmelina arborea***, forest trees, timber, asexual reproduction, rooting techniques, juvenile cuttings, hormones, auxins, rooting media, cutting length, foliar area, Costa Rica.

Summary

The general objectives of the study were to develop the best rooting techniques for juvenile cuttings of ***Cedrela odorata*** L. and ***Gmelina arborea*** Linn. The experiments were carried out in CATIE's nursery, Turrialba, Costa Rica. In the first experiment, the following treatments were applied: five doses of indole-3-butyric acid (0,0; 0,2; 0,4; 0,8; 1,6%) and three rotting media: sand, gravel and a mixture of sand-gravel (50:50 p/v). A second experiment was carried out two and a half months after the first one utilizing the best rooting medium and the optimum auxin dose, in which three different cutting lengths were used (4, 6 and 8 cm) as well as three foliar areas (25, 50 and 100 cm^2). The rooting chamber was an improved non-mist propagator of low technology, inexpensive and very effective, which does not need the installation of piped water nor electricity (Leakey *et al.* 1990), appropriate for small rural developing programs. The environmental conditions within the propagators were periodically monitored throughout the rooting period.

The specific objectives of the study were: 1) To estimate the effects of different auxin doses, rotting media, foliar area and cutting length, on the rooting ability of ***Cedrela odorata*** and ***Gmelina arborea*** leafy stem cuttings, 2) To estimate the effect of the water and photosynthetic relations on the rooting ability of juvenile cuttings.

To analyze the effect of the treatments and characterize the rooting process, the number of roots per cutting was determined as well as the rooting and budding percentages, variations in fresh and dry masses and the relative water content of the leaves.

The results of the first experiment showed that the best rooting medium for ***C. odorata*** was sand with 64% rooting, 54% budding, and a mean root number of 20. For the indole-3-butyric acid (IBA) treatments, the concentration of 0.2% showed the greatest rooting percentage (76%), 31% budding and a mean number of roots of 13. For ***G. arborea***

the best rooting medium was sand with 57% rooting, 33% budding and a mean number of roots of 17. For the IBA doses, the 0.2% concentration showed the greatest rooting percentage (44%), 31% of budding and an average of 12 roots per rooted cutting.

For the second experiment the results showed that the best cutting length for *C. odorata* was 6 cm with 65% rooting, 72% budding and an average of seven roots per rooted cutting. Regarding the foliar area for the same species, the 100 cm^2 area showed the greatest rooting percentage (60%), 62% budding and the greatest mean number of roots (9). In the case of *G. arborea*, the cutting length of 8 cm showed the best rooting results (78%), budding (63%) and an average of six roots per rooted cutting. Concerning the leaf area, the 50 cm^2 had the greatest rooting (71%), 65% budding and a mean number of roots was five.

The analysis of variance did not show significant differences for the interactions: rooting medium-hormone dose and cutting length-foliar area.

None of the linear regressions for the relative water content and the percentage differences of dry masses showed r^2 than 61%.

The won-mist propagators used in these experiments were considered satisfactory for the vegetative propagation of *C. odorarta* and *G. arborea*, since the environmental conditions inside the propagator (relative humidity, air and medium temperature) did not allow significant transpirational losses from the leaves, stimulated photosynthesis and produced acceptable rooting percentages for both species.

INDICE DE CUADROS

Cuadro Página

1 Análisis de varianza de los porcentajes de enraizamiento, brotación y número de raíces para las estacas de *C. odorata*, a las seis semanas de edad 38

2 Prueba de rango múltiple (Tukey) para sustratos con respecto a los porcentajes de enraizamiento, de brotación y número de raíces para las estacas de *C. odorata*, a las seis semanas de edad 39

3 Prueba de rango múltiple (Tukey) para dosis de AIB para los porcentajes de enraizamiento, de brotación y número de raíces para las estacas de *C. odorata*, a las seis semanas de edad 40

4 Análisis de varianza de los porcentajes de enraizamiento, brotación y número de raíces para las estacas de *G. arborea* a las seis semanas de edad 50

5 Prueba de rango múltiple (Tukey) de sustratos para los porcentajes de enraizamiento, de brotación y número de raíces para las estacas de *G. arborea*, a las seis semanas de edad..... 51

6 Prueba de rango múltiple (Tukey) para dosis de AIB para los porcentajes de enraizamiento, de brotación y número de raíces para las estacas de *G. arborea*, a las seis semanas de edad 53

7 Análisis de varianza para los porcentajes de enraizamiento, de brotación y número de raíces para las estacas de *C. odorata* a las seis semanas de edad 62

8 Prueba de rango múltiple (Tukey) por longitud en cm, para los porcentajes de enraizamiento, de brotación y número de raíces para las estacas de *C. odorata*, a las seis semanas de edad 63

9 Prueba de rango múltiple (Tukey) por área foliar para los porcentajes de enraizamiento, de brotación y número de raíces para las estacas de *C. odorata*, a las seis semanas de edad 65

10 Análisis de varianza de los porcentajes de enraizamiento, de brotación y número de raíces para las estacas de *G. arborea*, a las seis semanas de edad 73

11 Prueba de rango múltiple (Tukey) por longitud para los porcentajes de enraizamiento, de brotación y número de raíces para las estacas de *G. arborea*, a las seis semanas de edad 74

12 Prueba de rango múltiple (Tukey) por área foliar para los porcentajes de enraizamiento, de brotación y número de raíces para las estacas de *G. arborea*, a las seis semanas de edad 75

INDICE DE FIGURAS

Figura Página

1 Diseño y construcción del propagador empleado 30

2 Temperaturas del aire y del sustrato por hora en °C, dentro de la cámara de propagación (promedio de 11 días) 31

3 Irradiación solar por hora en µmol/cm²/seg, dentro de la cámara de propagación (promedio de 11 días) 31

4 Humedad relativa por hora en porcentaje, dentro de la cámara de propagación (promedio de 11 días) 32

5 Porcentaje de enraizamiento por dosis de hormona para *C. odorata* 43

6 Porcentaje de brotación por dosis de hormona para *C. odorata* 43

7 Media del número de raíces por dosis de hormona para *C. odorata* 43

8 Incremento porcentual del contenido relativo de agua de la hoja por semana para *C. odorata* 46

9 Incremento porcentual del contenido relativo de agua de la hoja por semana para *C. odorata* 46

10 Variación porcentual del peso seco en arena para *C. odorata* 48

11 Variación porcentual del peso seco en mezcla para *C. odorata* 48

12 Variación porcentual del peso seco en grava para *C. odorata* 48

13 Variación porcentual del peso seco en el testigo para *C. odorata* 49

14 Variación porcentual del peso seco en la dosis de hormona de 0,2% *C. odorata* 49

15 Variación porcentual del peso seco en la dosis de hormona de 0,4% para *C. odorata* 49

16 Variación porcentual del peso seco en la dosis de hormona de 0,8% para *C. odorata* 49

17 Variación porcentual del peso seco en la dosis de hormona de 1,6% para *C. odorata* 49

18 Porcentaje de enraizamiento por dosis de hormona para *G. arborea* 54

19 Porcentaje de brotación por dosis de hormona para *G. arborea* 54

20 Media del número de raíces por dosis de hormona para *G. arborea* 54

21 Incremento porcentual del contenido relativo de agua de la hoja por semana para *G. arborea* 57

22 Incremento porcentual del contenido relativo de agua de la hoja por semana para *G. arborea* 57

23 Variación porcentual del peso seco en arena para *G. arborea* 58

24 Variación porcentual del peso seco en mezcla para *G. arborea* 58

25 Variación porcentual del peso seco en grava para *G. arborea* 59

26 Variación porcentual del peso seco en el testigo para *G. arborea* 60

27 Variación porcentual del peso seco en la dosis de hormona de 0,2% para *G. arborea* 60

28 Variación porcentual del peso seco en la dosis de hormona de 0,4% para *G. arborea* 60

29 Variación porcentual del peso seco en la dosis de hormona de 0,8% para *G. arborea* 60

30 Variación porcentual del peso seco en la dosis de hormona de 1,6% para *G. arborea* 60

31 Porcentaje de enraizamiento por área foliar para *C. odorata* 66

32 Porcentaje de brotación por área foliar para *C. odorata* 66

33 Medias del número de raíces por área foliar para *C. odorata* 66

34 Regresión del enraizamiento final contra la diferencia porcentual del peso seco de la hoja a las cuatro semanas para *C. odorata* 69

35 Incremento porcentual del contenido relativo de agua de la hoja por semana para *C. odorata* 69

36 Incremento porcentual del contenido relativo de agua de la hoja por semana para *C. odorata* 69

37 Variación porcentual del peso seco en la longitud de 4 cm para *C. odorata* 71

38 Variación porcentual del peso seco en la longitud de 6 cm para *C. odorata* 71

39 Variación porcentual del peso seco en la longitud de 8 cm para *C. odorata* 71

40 Variación porcentual del peso seco en el área foliar de 25 cm^2 para *C. odorata* 72

41 Variación porcentual del peso seco en el área foliar de 50 cm^2 para *C. odorata* 72

42 Variación porcentual del peso seco en el área foliar de 100 cm^2 para *C. odorata* 72

43 Porcentaje de enraizamiento por área foliar para *G. arborea* 77

44 Porcentaje de brotación por área foliar para *G. arborea* 77

45 Medias del número de raíces por área foliar para *G. arborea* 77

46 Incrementos porcentuales del contenido relativo de agua de la hoja por semana para *G. arborea* 79

47 Incrementos porcentuales del contenido relativo de agua de la hoja por semana para *G. arborea* 79

48 Variación porcentual del peso seco en la longitud de 4 cm para *G. arborea* 81

49 Variación porcentual del peso seco en la longitud de 6 cm para *G. arborea* 81

50 Variación porcentual del peso seco en la longitud de 8 cm para *G. arborea* 81

51 Variación porcentual del peso seco en el área foliar de 25 cm^2 para *G. arborea* 82

52 Variación porcentual del peso seco en el área foliar de 50 cm^2 para *G. arborea* 82

53 Variación porcentual del peso seco en el área foliar de 100 cm^2 para *G. arborea* 82

1. INTRODUCCION.

Durante los últimos años, la destrucción masiva de los bosques naturales en las zonas tropicales y subtropicales del mundo, ha acrecentado la escasez de productos forestales para satisfacer una demanda creciente. Esto ha despertado el interés por proteger los bosques remanentes y aumentar la producción forestal.

Una alternativa para satisfacer las demandas del mercado y reducir de algún modo la tasa de deforestación es el establecimiento de plantaciones. Sin embargo, existe el problema de abastecimiento de semilla de buena calidad genética.

Las dificultades para obtener semillas en la cantidad y calidad deseada en muchas especies, hace que la propagación vegetativa adquiera gran importancia. Por este medio se contribuye además a disminuir significativamente la variabilidad genética de las plantaciones, obteniendo así productos de una calidad más uniforme. El uso de la propagación vegetativa y la selección de clones superiores contribuye también a aumentar la ganancia genética, al lograr capturar más rápidamente una mayor proporción de la variación genética del material reproductivo.

Otra de las ventajas de la propagación vegetativa es la seguridad de mantener el genotipo deseado y además, asegura la conservación de germoplasma valioso que está amenazado con desaparecer.

En la actualidad, los esfuerzos están orientados hacia el desarrollo de técnicas nuevas de enraizamiento de estacas juveniles, con el fin de aumentar el porcentaje de enraizamiento, producir grandes números de estacas de fácil enraizamiento en forma periódica durante largo tiempo, tener a corto plazo material seleccionado que cumpla con las características necesarias para aumentar la producción y la productividad forestal y que la técnica sea accesible al pequeño finquero o a grupos rurales.

El conocimiento sobre las distintas técnicas de propagación vegetativa de estacas juveniles en árboles forestales tropicales, así como el adecuado manejo de éstas es incipiente, por lo que es necesario generar la información que permita aliviar la escasez de conocimientos que al respecto se tiene.

Los objetivos de la presente investigación son los siguientes:

General:

Desarrollar técnicas prácticas para enraizar estacas juveniles de ***Cedrela odorata*** L. y ***Gmelina arborea*** Linn.

Específicos:

Cuantificar los efectos de diferentes dosis de auxina, sustratos, áreas foliares y longitudes de la estaca, sobre el enraizamiento de estacas juveniles de ***C. odorata*** y ***G. arborea.***

Determinar el efecto de las relaciones hídricas y fotosintéticas sobre el enraizamiento de las estacas juveniles de ***C. odorata*** y ***G. arborea.***

2. ANTECEDENTES.

2.1. Características de las especies.

Las especies fueron seleccionadas por su amplia diversidad de usos, además de ser utilizadas frecuentemente en plantaciones. *C. odorata*, presenta un alto valor comercial y fácil trabajabilidad, se desarrolla aún en suelos pedregosos y con poca disponibilidad de agua; *G. arborea*, es una especie de crecimiento rápido y gran adaptabilidad a diferentes condiciones de suelo y clima y su madera es utilizada en una amplia gama de productos.

2.1.1. *Cedrela odorata* L.

C. odorata es un árbol deciduo que puede alcanzar hasta 40 m de altura y 90 cm de dap; de fuste recto y copa amplia, alta y redondeada. La madera es muy apreciada por sus excelentes condiciones de durabilidad, peso ligero, color pardo rojizo claro, y en general, facilidad para cortar, cepillar y trabajar. Se adapta a múltiples usos, como madera fina de ebanistería para muebles, instrumentos musicales y talladuras; carpintería para puertas y ventanas y construcciones en general (Holdridge y Poveda, 1975; Pennigton y Sarukhan, 1968).

2.1.2. *Gmelina arborea* Linn.

G. arborea es una especie decidua, de crecimiento rápido. En altura puede alcanzar hasta 30 m y en dap hasta 100 cm. Cuando crece aislada desarrolla una copa amplia, ramas gruesas bajas y tronco muy cónico. La madera es de grano recto, de color blanquecino, poco durable en contacto directo con el suelo. Ha sido utilizada para leña, carbón, madera de uso comercial y familiar (carpintería, ebanistería, paneles, instrumentos musicales, tallados y otros); además, se utiliza en construcciones rurales. Uno de sus usos principales es la fabricación de pulpa para papel (CATIE-ROCAP, 1986).

2.2. Propagación vegetativa.

La propagación vegetativa o asexual se efectúa con partes de una planta, provistas de yemas y con capacidad de enraizamiento para originar nuevos individuos. La técnica asegura rápidas ganancias genéticas, ya que se pueden seleccionar y reproducir genotipos individuales. Además, la propagación vegetativa captura ambos componentes genéticos: aditivos y no aditivos, para producir masas de población altamente uniformes y productivas (Easley, 1989), lo cual es más difícil de lograr por vía sexual.

Vekhov (1941), al estudiar varias especies de árboles y arbustos, llegó a la conclusión de que es posible propagar en cierto grado todas las especies difíciles, siempre que se determinen las condiciones óptimas que rigen la emisión de raíces que permiten sobrevivir al propágulo.

2.2.1 Propagación por estacas.

Las estacas son partes vegetativas cortadas de una planta madre (Weaver, 1976). Pueden tomarse de un tallo, de una raíz o una hoja y se denominan estacas de tallo, de raíz o de hoja respectivamente (Hartmann y Kester, 1972). Según Parry (1957), la mayoría de las especies forestales, incluso las coníferas, pueden propagarse por estacas; sin embargo, este procedimiento se emplea sobre todo con las especies que prenden fácilmente y que no requieren equipo especial.

Según Libby y Rauter (1984), algunas de las principales ventajas del uso de estacas en plantación en comparación con el uso de material proveniente de semillas son:

1. La habilidad para capturar rápidamente una mayor proporción de la variación genética de la que puede

lograrse por cruzamiento, aunque los avances a largo plazo son dependientes del cruzamiento.

2. La eliminación de los individuos que muestren consanguinidad en las plantaciones de producción.

3. La reproducción masiva de genotipos valiosos, producto de la hibridización o de la ingeniería genética.

4. La reproducción masiva de individuos únicos que presenten dos o más caracterísiticas favorables que normalmente estén negativamente correlacionadas.

5. La capacidad de seleccionar y utilizar una mayor diversidad genética de la que se encuentra normalmente en una sola descendencia.

6. La capacidad de utilizar clones bien adaptados a sitios particulares.

7. La mayor simplicidad y flexibilidad de manejar grupos de plantas madre que de manejar huertos semilleros.

8. El período más corto, en comparación con los huertos semilleros, entre selección y producción.

9. La capacidad de utilizar otros estados de madurez que no sea el estado juvenil.

2.2.2. Origen de las raíces adventicias.

Según Llano (1952, citado por Zanoni, 1975), se define a la estaca como una porción de la planta susceptible de adquirir autonomía fisiológica, si ésta se instala en un medio favorable, condiciones ambientales convenientes y protegida de la desecación. En la superficie de corte se forma un tejido cicatricial originado en la zona generatriz llamado callo, a través del cual emergen las raíces. Los brotes originados de las yemas se alimentarán de las reservas almacenadas en los tejidos, mientras las raíces nuevas les facilitan nutrientes y agua tomados del suelo.

En las estacas de tallo, el origen de la mayoría de las raíces adventicias se encuentra en grupos de células capaces de volverse meristemáticas. Sin embargo, en algunas plantas, las raíces adventicias pueden formarse durante los primeros períodos de desarrollo del tallo y están presentes aún antes de tomar las estacas. Las estructuras de este tipo son llamadas "iniciales de raíz preformadas" y por lo general, permanecen latentes hasta que las estacas son colocadas en condiciones ambientales favorables para su desarrollo y la emergencia de los primordios como raíces adventicias (p.e. ***Salix***, ***Populus***, ***Ficus***, etc.) (Hartmann y Kester, 1972).

El origen de las raíces se localiza en un amplio rango de tejidos, de los cuales el cambium, el floema y el periciclo son los tejidos más importantes, mientras que la corteza, la médula y el xilema son de menor importancia (Haissig, 1974).

Por lo general, las estacas colocadas en condiciones favorables para el enraizamiento forman un "callo", que consiste en un tejido indiferenciado de células parenquimatosas (Haissig, 1974). Como frecuentemente las primeras raíces aparecen a través del callo, esto ha hecho suponer que la formación de dicha estructura es esencial para el enraizamiento. Al respecto, Priestley y Swingle (1929), indicaron que la formación de callo y raíz es independiente; el que ocurra en forma simultánea se debe a su dependencia de condiciones internas y externas similares. Sin embargo, el mecanismo de rizogénesis no sólo depende de los factores fisiológicos o bioquímicos, sino también de la relación de las estructuras anatómicas de la estaca (Vargas, 1982).

Los anillos continuos de esclerénquima situados en el exterior del punto de origen de las raíces, a veces llegan a constituir una barrera anatómica para el enraizamiento (Beakbane, 1961). Buggeri (citado por Hartney, 1980), encontró que en estacas de ***E. camaldulensis*** el anillo de

esclerénquima es discontinuo, determinando que éste no es un factor limitante para el enraizamiento. Existen experiencias (Sachs *et al.*, 1964) en donde la propagación bajo una neblina de agua y los tratamientos con auxinas, ocasionan una expansión y proliferación considerable de las células de la corteza, el floema y el cambium, que resulta de la ruptura de los anillos continuos de esclerénquima. También existen tratamientos mecánicos como el lesionado, donde una herida superficial puede cortar el anillo de esclerénquima y permitir que las raíces en desarrollo salgan con más facilidad (Beakbane, 1961, Hartmann y Kester, 1972).

2.3. Reguladores de crecimiento.

Los reguladores de crecimiento, hormonas vegetales o auxinas son sustancias elaboradas por la propia planta y en pequeñísima proporción controlan el crecimiento y otras funciones vitales de la misma (Primo y Cuñat, 1968).

La formación de la raíz es controlada por la interacción de varios reguladores del crecimiento, tales como las auxinas, giberelinas, citoquininas y otras sustancias de ocurrencia natural como es el etileno (Guevara Huete, 1977; Weaver, 1976). Hess (1962), Fadl y Hartmann (1967) y Hackett (1970), han demostrado que

algunos compuestos fenólicos sintetizados en las hojas, tales como catecol, pirogalol, ácido cafeico y ácido clorogénico, interactúan con las auxinas para inducir la iniciación de las raíces.

Vastey (1962), opina que las diferencias de enraizamiento se deben a una distribución desigual de la auxina y de las reservas nutritivas en las diferentes partes del árbol.

El tratamiento con reguladores de crecimiento se traduce generalmente en el aumento de la velocidad y del porcentaje de enraizamiento de las especies capaces de enraizar sin la ayuda de productos químicos (Wright, 1964). Pero, no siempre los tratamientos con reguladores de crecimiento han revelado superioridad a los tratamientos sin hormona. Aunque los reguladores de crecimiento pueden mejorar en ciertas especies el proceso de enraizamiento, la formación de raíces puede estar más relacionada a ciertos factores inherentes de las especies.

El regulador de crecimiento tendrá influencia sobre el enraizado según sea la consistencia de la estaca y la especie. En muchos casos, las estacas herbáceas responden bien y sólo requieren dosis bajas, las semileñosas requieren dosis medias, y las leñosas responden con dificultad al tratamiento, exigiendo dosis más elevadas

(Primo y Cuñat, 1968), aunque no siempre se da esta relación. Hay leñosas que enraizan bien sin hormona y hay suculentas que requieren dosis altas.

El tiempo necesario para la formación de raíces varía de dos semanas *(Populus* y *Salix)* a doce semanas (géneros de difícil enraizado). Doce semanas constituyen más o menos el máximo, porque es difícil conservar lozanas mucho tiempo las estacas no enraizadas (Wright, 1964).

Davidson (1974), trabajando con ***Eucalyptus deglupta***, demostró que estacas procedentes de árboles menores de dos años enraizaron en un 90% y la adición de reguladores de crecimiento tales como ácido indolacético (AIA), ácido indolbutírico (AIB) y ácido naftalacético (ANA), en concentraciones de 10-30 ppm, aumentó este resultado a un 99%. El mismo autor cita que en estacas sin tratar, la formación de raíces ocurrió entre 5 y 9 días y en estacas tratadas con los reguladores mencionados, el período se redujo a 5 días.

En ***E. camaldulensis***, Bachelard y Stowe (1963), efectuaron diversos ensayos de enraizamiento utilizando soluciones nutritivas, a las cuales se les aplicó varias sustancias de crecimiento en diferentes concentraciones y varios períodos de luz (luz continua, 16 h, 8 h), llegando

a la conclusión de que el tratamiento de 1 ppm de AIB daba mejor resultado.

Las experiencias llevadas a cabo por Brune *et al.* (1977) en Brasil, revelan que para el enraizamiento de ***E. grandis,*** la auxina es una de las sustancias requeridas para la iniciación de la raíz, existiendo además activadores metabólicos capaces de mejorar el enraizamiento.

Martín y Quillet (1974), usando estacas de ***E. deglupta***, encontraron un efecto beneficioso en los reguladores de crecimiento "Exuberona" y AIB concentrado (10.000 ppm con un tiempo de remojo de 3 segundos), pero recalcan que se deben hacer más ensayos ya que la dosis adecuada varía de acuerdo al estado vegetativo de la planta y a la modalidad de aplicación.

En Túnez, Franclet (1963), ensayó 60 especies de ***Eucalyptus*** de edades jóvenes, de las cuales, solamente dos mostraron resultados negativos atribuidos a causas fortuitas o a un avenamiento deficiente. La dosis aplicada fue de 4.000 ppm de AIB con un remojo instantáneo.

Leakey *et al.* (1982), aplicaron a la base de estacas de ***Triplochiton scleroxylon*** K. Schum., ANA y AIB en diferentes concentraciones (control, 4, 10, 20 y 100 µg),

y sus mezclas en proporciones de 50:50, disueltos en 10 µl de metanol. La aplicación de 20 µg de auxina en una mezcla de ANA y AIB (50:50), generalmente aceleró y mejoró el porcentaje de enraizamiento. La aplicación de auxina logró aumentar en más del doble el porcentaje de enraizamiento. En general la mezcla de 10 µg de ANA más 10 µg de AIB tendió a ser más efectiva que 20 µg de ANA, pero no presentó una diferencia significativa con respecto a 20 µg de AIB. Ambas concentraciones de AIB y la mezcla de AIB más ANA, incrementaron el número de raíces por estaca 1,5 veces más que el control.

2.4. Factores de la estaca.

A través del tiempo se ha puesto en evidencia la acción de los reguladores de crecimiento sobre el fenómeno de la rizogénesis. A pesar de esto, en numerosas especies no ha sido posible provocar el enraizamiento requerido, lo que plantea la posibilidad de que el enraizamiento dependa de otros factores de la estaca tales como especie, edad, estado fisiológico, etc. y del medio que la rodea (temperatura, humedad, sustrato, etc.), los cuales, en combinación con las auxinas, permiten que las estacas enraicen (Vargas, 1982).

Hartmann y Kester (1972), indican que es imposible definir un tipo de material que sea mejor para todas las especies; los que pueden ser ideales para una especie, pueden constituir un fracaso en otra. Sin embargo, las experiencias con algunas especies pueden aplicarse a otras especies afines.

2.4.1. Edad del árbol madre.

Según Wright (1964), las estacas obtenidas de árboles jóvenes arraigan más fácilmente que las obtenidas de árboles viejos. En casi todas las especies forestales se han enraizado con éxito estacas tomadas de plantas procedentes de semilla, de 1-2 años de edad. La capacidad de enraizamiento disminuye por lo general después del quinto año de edad.

Las experiencias llevadas a cabo con ***E. camaldulensis*** (Giordano, 1961), ***E. deglupta*** (Davidson, 1974), ***E. grandis*** (Paton *et al.* 1970; Burgess, 1974) y otras especies de ***Eucalyptus*** (Pryor y Willing, 1964), muestran que la capacidad de las estacas a la rizogénesis disminuye conforme aumente la edad de la planta madre. Davidson (1974) afirma que la propagación vegetativa de árboles adultos de ***E. deglupta*** es difícil. Sin embargo, Paton *et al.* (1970) y Burgess (1974) mencionan que las estacas

tomadas de árboles adultos de esta especie de ***Eucalyptus*** son fáciles de enraizar.

Vargas (1982), obtuvo con estacas de ***E. deglupa***, que el desarrollo de raíces adventicias varió según la edad y el estado fenológico de la planta madre, al momento de recolectar el material para propagar.

Según Richmond (1984), al analizar los resultados de diferentes autores, infiere que la capacidad de enraizamiento decrece con el aumento de edad del árbol madre. Sin embargo, no está bien definida para las diferentes especies, la edad máxima para enraizar.

La edad del árbol madre es por lo tanto, un factor de gran importancia sobre la capacidad de enraizamiento de las estacas. En plantas que se propagan fácilmente por estaca, la edad no es importante, pero en plantas difíciles de enraizar, ésta puede ser un factor determinante (Hartmann y Kester, 1972).

2.4.2. Ubicación de la estaca en la copa del árbol.

Vastey (1962) realza el importante efecto de la ubicación de las ramas en la copa del árbol madre sobre el enraizamiento, y de las estacas en las ramas del mismo. Opina que las diferencias de enraizado según la posición

de la estaca en el árbol, puede deberse a una distribución desigual de fitohormonas y de reservas nutritivas en las diferentes partes de la planta.

Estudios de Ogasawara (1957) sobre el efecto de la posición de estacas de ***Populus nigra*** var. ***italica***, hacen ver la relación entre el porcentaje de enraizado y ubicación de las estacas; las estacas del tope de las ramas de la parte más baja de la copa, presentaron una mejor habilidad de enraizamiento.

Concha y Montaldi (1964) hallaron en ***E. camaldulensis***, que estacas extraídas de rebrotes herbáceos originados en plantas de 12 a 15 años de edad, cortadas a 1.5 m del suelo y tratadas con AIB, enraizaron en un 70 %; por otro lado, estacas cortadas de la parte superior de plantas de 10 años de edad, no enraizaron.

Leakey (1983), trabajó con la posición del nudo de estacas de ***T. scleroxylon*** (provenientes de plantas obtenidas de semilla). El área foliar de las estacas se redujo a 50 cm^2 y la base de la estaca se trató con una mezcla de 20 µg de ANA y AIB, disuelta en 10 µl de metanol. El enraizamiento final después de 10 semanas decreció secuencialmente según la posición del nudo, desde 70% para estacas de los nudos apicales hasta 10% para

nudos basales y la mortalidad fue inversamente proporcional al enraizado.

Leakey y Coutts (1989), estudiaron la dinámica de enraizado en estacas de ***T. scleroxylon***, probando tres áreas foliares, 10, 50 y 100 cm^2 y seis posiciones del nudo, de apical (1) a basal (6); las estacas se trataron con 40 µg de AIB disuelto en 10 µl de metanol, y se depositaron en camas de arena, dentro de cámaras de enraizado. A las seis semanas encontraron diferencias significativas entre tratamientos en cuanto al porcentaje de enraizamiento, y esto fue atribuido a la posición del nudo, dado que las estacas del nudo seis tuvieron un 60% de enraizamiento y las del nudo uno 73-85%. Este efecto lo atribuyeron a los cambios y redistribución de carbohidratos en la estaca.

Easley y Lambeth (1989), observaron en ocho procedencias de ***Pinus oocarpa*** Scheide, que las estacas no lignificadas enraizaron mejor que las lignificadas (41% vs 11%), concluyendo que las estacas terminales no lignificadas son el mejor material para el enraizamiento de los rebrotes producidos a partir de los tocones.

Reuveni *et al.* (1990), trabajando con ***E. camaldulensis***, obtuvieron que las estacas delgadas y suculentas de posición alta, eran inferiores en

enraizamiento (4-21%) a las más bajas (22-57%), más gruesas (>3mm de diámetro; 48-54%) y lignificadas. Además, según estos mismos autores, la capacidad de enraizamiento de rebrotes de tocones fue mayor (29%) que la de retoños epicórmicos formados en una posición más alta en el fuste (4%), mientras que etacas tomadas de la copa no enraizaron.

2.4.3. Tamaño de las estacas.

El tamaño de las estacas es otro factor que puede influir en el proceso de enraizamiento. Algunos investigadores han afirmado que para ciertas especies las estacas de mayor tamaño enraizan mejor que las de menor tamaño (Baggio, 1982; Melchior *et al.* 1974), pero existen algunas excepciones.

Easley y Lambeth (1989), propagaron estacas juveniles de ***P. oocarpa*** cortadas a 8 y 12 cm de largo, obteniendo un enraizado operacional aceptable (41%).

Estacas de ***Gmelina arborea***, de 5 a 6 cm de largo, diámetro de 2-5 mm, área foliar de 50 cm^2, y tratadas con AIB al 0,2 y 0,4% disuelto en alcohol, presentaron un enraizado superior al 75% (Leakey *et al.* 1990).

2.4.4. Importancia de las hojas.

Otro de los factores que influyen sobre el enraizamiento de estacas es la presencia de hojas (Bachelard y Stowe, 1963; Guevara Huete, 1977) y de yemas vegetativas en la estaca (Hartmann y Kester, 1972). Sin embargo, en especies que han preformado raíces iniciales, la presencia de yemas no es esencial para la formación de raíces (Weaver, 1976).

La presencia de hojas en las estacas puede ocasionar la desecación de las estacas al aumentar la transpiración y por lo tanto su muerte; sin embargo, las hormonas que se sintetizan en las hojas pueden también contribuir a la formación de raíces.

Vargas (1982), obtuvo con estacas de ***E. deglupta***, que la presencia de hojas en la estaca presentó un efecto positivo sobre el enraizamiento.

Leakey *et al.* (1982), experimentaron con estacas de ***T. scleroxylon*** K. Schum, usando diferentes áreas foliares (0, 5, 50 y 100 cm^2); el mayor porcentaje de enraizamiento (75%) a las 11 semanas, se obtuvo con el área foliar de 50 cm^2.

Los resultados presentados por Richmond (1984), con ***Bombacopsis quinata, E. deglupta, E. platyphylla*** y

Terminalia superba, revelan la superioridad de las estacas provistas de hojas sobre las estacas cuyas hojas han sido eliminadas.

Leakey y Coutts (1989), estudiaron el enraizado en estacas de *T. scleroxylon*, probando tres áreas foliares, 10, 50 y 100 cm^2 y seis posiciones del nudo, de apical (1) a basal (6); las estacas se trataron con 40 µg de AIB disuelto en 10 µl de metanol, y se depositaron en camas de arena, dentro de cámaras de enraizado. A las seis semanas todos los tratamientos incrementaron el peso seco de la estaca e incrementaron según la posición del nudo (apical o basal), con área foliar de 10 cm^2 fue uniforme, mientras en los tratamientos de 50 y 100 cm^2 el incremento en peso fue variable. El enraizamiento fue superior al 80% para las estacas con área foliar de 10 y 50 cm^2, mientras que para las de 100 cm^2 fue de 65%.

2.5. Factores ambientales.

El ambiente en el cual las estacas son puestas a enraizar es crítico para lograr el éxito y debe ser tal que evite cualquier posible estrés hídrico a las mismas.

2.5.1. Medio de enraizamiento.

La naturaleza del sustrato resulta también importante. Hartmann y Kester (1972), Davidson (1974), Poggiani y Suiter Filho (1976), consideran un buen sustrato aquel que proporcione drenaje, aireación y soporte adecuado. Para lograr estas características se recurre a diferentes tipos de sustrato o sus mezclas en diferentes proporciones. Algunos sustratos usados son: suelo, arena, turba, musgo, vermiculita, perlita, piedra pómez, suelo de hoja, corteza desmenuzada, aserrín, viruta de madera y otros.

Una formación rápida de raíces ocurre en la mayoría de casos cuando el sustrato es ligero, suelto, esterilizado, de temperatura templada y de humedad continua pero no excesiva, ya que la falta de oxígeno es perjudicial. Los medios más convenientes son la arena fina, la vermiculita y la turba (Wright, 1964).

Según Nienstaedt *et al.* (1958) y Vastey (1962), no hay un medio estándar que dé mejores resultados con todas las especies; para cada especie existe un medio óptimo, dependiendo del tipo de estacas, de las condiciones de propagación y del tipo de raíces deseables. Por su parte, Hartmann y Kester (1972), indican que el medio ideal sería aquel que permita buena aireación, que tenga gran

capacidad de retención de agua y que se drene bien. Desde luego, el sustrato debe estar libre de microorganismos patógenos. Las estacas de algunas especies de fácil enraizamiento pueden producir raíces al poner sus bases en agua, pero este medio tiene como desventaja la falta de aireación. La arena es el medio de enraice más ampliamente utilizado, porque es relativamente barato y fácil de esterilizar.

Martín y Quillet (1974), encontraron mejor enraizamiento en arena que en tierra para ***E. platyphylla*** y ***E. tereticornis***. Sin embargo, Melchior (1972), no encontró diferencia significativa en cuanto al sustrato.

El uso comercial de un 50% de carbonilla fina más un 50% de subsuelo es aceptable para la propagación vegetativa del ***P. oocarpa*** y produce estacas enraizadas de mejor calidad que las plantadas en un 60% de arena fina y 40% de subsuelo (Easley y Lambeth, 1989).

Leakey *et al.* (1990), mencionan que en Costa Rica, se enraizaron fácilmente estacas de tallos de ***G. arborea***. En los ensayos, se probaron diferentes medios de enraizamiento (grava, grava-aserrín 50:50, arena fina, arena fina- aserrín 50:50). Las estacas juveniles de ***G. arborea*** enraizaron bien en todos los medios (>75%).

2.5.2. Humedad.

En atmósfera seca hay aumento de evapotranspiración y las estacas pueden desecarse. Se precisa entonces una humedad relativa del aire alta en los comienzos del enraizado, para reducir la evapotranspiración y evitar marchitamiento de los propágulos (Oosting, 1951).

Según Momose (1978), una humedad adecuada es importante para el éxito de la propagación por estacas. Por su parte, Martín y Quillet (1974), revelaron que la atmósfera que rodea la parte aérea de las estacas debe contener 100% de humedad para reducir al máximo las pérdidas de agua por evapotranspiración. Cuculiza (1955), considera que la humedad ambiente debe ser constante y oscilar entre 95 y 100%.

Easley (1989), enraizó estacas de ***E. grandis*** bajo una cubierta plástica, lo cual facilitó mantener la humedad relativa entre 80% y 90%. De 950 clones probados, 940 enraizaron y 460 tuvieron un porcentaje suficientemente alto de enraizamiento (>59%).

Reuveni *et al.* (1990), afirman que la nebulización y un sistema de subcalefacción del medio de enraizamiento (25-30 °C), aumenta y acelera el enraizamiento de estacas de ***E. camaldulensis.***

Leakey *et al.* (1990), trabajando con estacas de ***G. arborea***, utilizaron propagadores donde la temperatura del aire fue mantenida en un rango de 20-34 °C y la humedad relativa varió entre 75 y 95%, logrando un enraizado mayor del 75%.

2.5.3. Temperatura.

La temperatura del aire que rodea a las estacas tiene influencia en el enraizado, puesto que las temperaturas altas aumentan los procesos fisiológicos y en consecuencia el agotamiento de las reservas (Hartmann y Kester, 1972).

La temperatura óptima varía con la especie. Para estacas de algunas especies, es suficiente protegerlas de los rayos directos del sol; en otros casos, el enraizado requiere el control de temperatura ambiental, lo cual se consigue en condiciones de invernadero (Vastey, 1962).

Cuculiza (1955), recomienda conservar la cámara propagadora o enraizadora con una temperatura constante, que puede estar entre 18 y 22 °C, según sea la especie a propagar.

Martín y Quillet (1974), sugieren una temperatura entre 25 y 30 °C para ***E. platyphylla***, ***E. tereticornis*** y ***Terminalia superba***. Sin embargo, Hartmann y Kester (1972),

mencionan que una temperatura del aire excesivamente alta debe ser evitada, debido a que tiende a promover el desarrollo adelantado de las yemas en relación con las raíces y a incrementar la pérdida de agua por las hojas.

En cuanto a la temperatura del ambiente, Ivashchenko (1940) multiplicó por estaca a ***E. urnigera*** y ***E. tereticornis,*** obteniendo porcentajes de enraizamiento de 40% y 38% respectivamente. La temperatura que prevaleció fue de 20-22 °C durante el día y cerca de 8°C durante la noche.

Easley (1989), en ***E. grandis*** logró un promedio de enraizamiento del 71% a una temperatura ambiental entre 30 y 35 °C.

Leakey *et al.* (1982), hicieron dos experimentos a diferentes temperaturas, con estacas de ***T. scleroxylon*** K. Schum, uno de 20-30 °C sin auxina y otro de 23-38 °C con auxina. El enraizamiento fue mejor (80%) y más rápido en el segundo de los experimentos a 28 °C.

2.5.4. Luminosidad.

El factor luz también influye en el enraizamiento de estacas (Bachelard, y Stowe, 1963), por lo cual se recomienda que la estaca no sea expuesta a la luz fuerte o

intensa, sino a una luz parcial o de intensidad suave (Giordano, 1961).

Según la especie es necesario dosificar la luz. Su influencia en la formación de raíces constituye un proceso muy complejo. Fomenta el enraizado al incidir sobre las hojas verdes, pero lo inhibe al actuar directamente en sitios productores de raíces. Una dosificación lumínica baja provoca emisión de raíces antes que emisión de hojas, y disminuye la evaporación del agua en la estaca, manteniéndola turgente. Esta dosificación debe ser óptima, pues la carencia de luz bloquea la función fotosintética necesaria al desarrollo de la planta. En general un mínimo del 30% de luz (Cuculiza, 1955) favorece la fotosíntesis, pero debe evitarse el ingreso de mucha luz porque provoca aumento de temperatura, lo cual hace disminuir el porcentaje de enraizamiento (Cuculiza, 1955; Vastey, 1962).

Sin embargo, el efecto de la luz sobre el enraizamiento varía con las especies. Giordano (citado por Vargas, 1982), recomienda una sombra parcial en vez de una luz fuerte para ***E. camaldulensis***. Con ***E. platuphylla***, se encontró un enraizamiento de 60% para las estacas plantadas bajo luz directa contra 45% para las plantadas bajo sombra.

3. MATERIALES Y METODOS.

3.1. Ensayos.

Para cumplir con los objetivos del presente estudio, el experimento se fraccionó en dos ensayos, para cada una de las especies, *C. odorata* y *G. arborea*.

En el primer ensayo se probaron cuatro dosis de AIB (0,2; 0,4; 0,8; 1,6 %), y el testigo (sin aplicación de AIB). También, se probaron tres sustratos: arena, grava y la mezcla arena-grava (50:50 p/v). Las estacas empleadas para todos los tratamientos, tuvieron una longitud de 6 cm y el área foliar se redujo a 50 cm^2.

En el segundo ensayo se probaron tres longitudes de estacas (4, 6 y 8 cm) y tres áreas foliares (25, 50 y 100 cm^2).

El primer ensayo se realizó dos meses y medio antes del segundo, con la finalidad de determinar el mejor medio de enraizamiento y la dosis óptima de auxina a emplear en el siguiente ensayo.

3.2. Localización.

El experimento se realizó en el vivero del CATIE, Turrialba, Costa Rica, y fueron utilizadas estacas juveniles de ***C. odorata*** y ***G. arborea***.

3.3. Cámara de enraizamiento.

La cámara de enraizamiento utilizada es un propagador mejorado de tecnología de bajo costo. Estos propagadores son de fácil construcción, muy efectivos y no requieren agua de cañería ni electricidad (Leakey *et al.* 1990).

La construcción del propagador se basó en el diseño de Howland, modificado por Leakey y Longman en 1988 (Leakey *et al.* 1990). Dicha construcción fue hecha a base de madera y polietileno; en el fondo y a los lados se colocó una hoja de polietileno, con la finalidad de retener humedad. La base se rellenó con capas sucesivas de piedra y grava y sobre ella se colocó el medio de enraizamiento, llenándose con agua hasta cubrir las capas de piedra y grava (Figura 1); además, la cámara contó con tapas movibles y los mecanismos para aplicar el riego y un sistema de drenaje.

Con la finalidad de disminuir la temperatura y la luz en la cámara propagadora el área de propagación se

protegió con malla negra, para disminuir la penetración de luz directa.

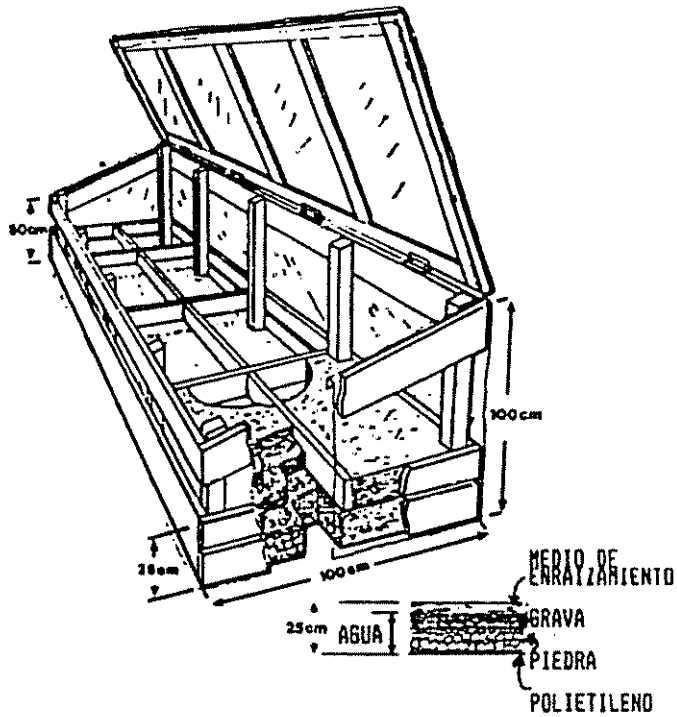

Figura 1. Diseño y construcción del propagador empleado.

Las condiciones ambientales promedio en la cámara de propagación fueron: temperatura del aire 25,6 °C, temperatura del sustrato 25,9 °C, irradiación solar 54 µmol/m^2/seg y humedad relativa de 99%. El comportamiento promedio por hora/día para las variables antes mencionadas se muestran en las figuras 2, 3 y 4.

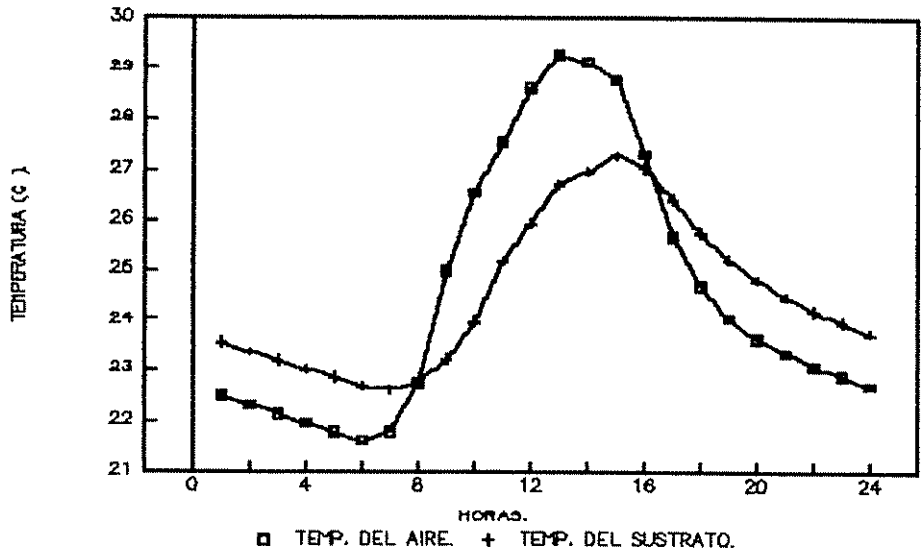

Figura 2. Temperaturas del aire y del sustrato por hora en °C, dentro de la cámara de propagación (promedio de 11 días).

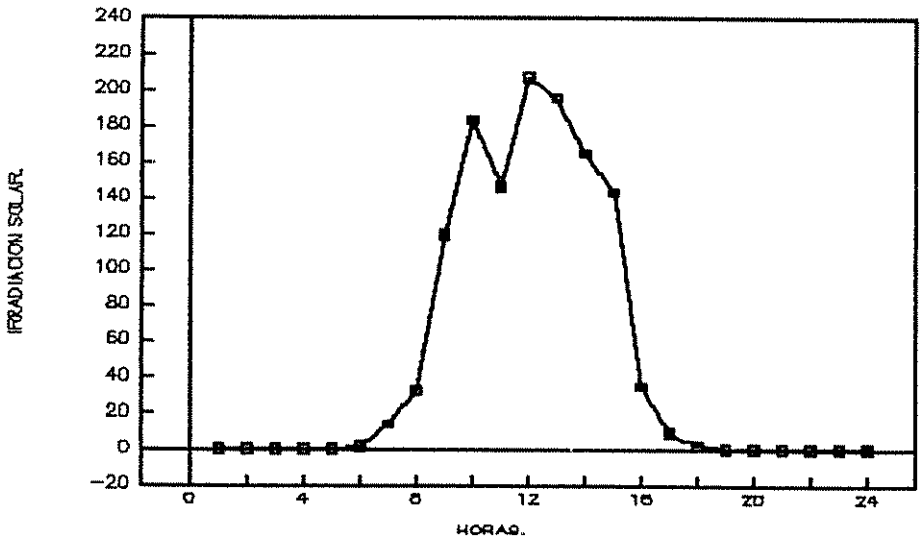

Figura 3. Irradiación solar por hora en µmol/cm²/seg, dentro de la cámara de propagación (promedio de 11 días).

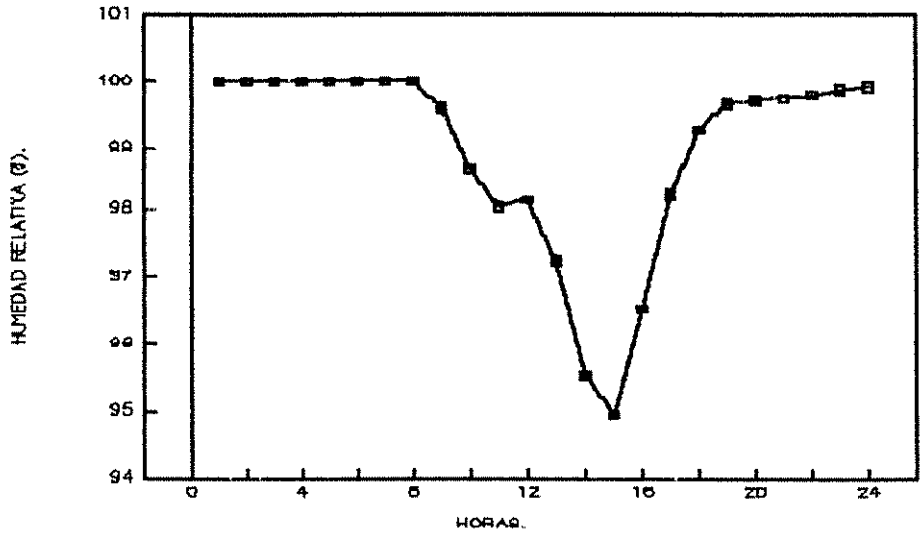

Figura 4. Humedad relativa por hora en porcentaje, dentro de la cámara de propagación (promedio de 11 días).

3.4. Material vegetativo.

Como material vegetativo en ambos ensayos, fueron utilizados para ***G. arborea*** brotes juveniles de tocón y en ***C. odorata*** se utilizaron plantas juveniles y vigorosas procedentes de semillas. Los tallos se cortaron y se protegieron, depositándose en recipientes con agua, para evitar el estrés fisiológico que sufren en el período de la extracción y preparación de las estacas.

3.5. Evaluación y análisis.

El efecto de los tratamientos sobre el enraizamiento de las estacas fue analizado después de 2, 4 y 6 semanas de haber sido colocados en la cámara propagadora.

Para analizar el efecto de los tratamientos aplicados y caracterizar el proceso de enraizamiento, se determinó el peso fresco y seco de las estacas, dividiéndose en sus diferentes partes (hoja, tallo, raíz y brote), y depositándose posteriormente en una estufa de secado eléctrica; simultáneamente se determinó el contenido relativo de agua (CRA) de las hojas por medio de las diferencias relativas de los pesos: fresco (Pf) e hidratado (Ph) menos el peso seco (Ps), aplicándose la siguiente fórmula ([Pf-Ps]/[Ph-Ps])100. Estas determinaciones se efectuaron a las 0, 2, 4 y 6 semanas y las del número de raíces por estaca y el porcentaje de enraizamiento se hicieron a las 2, 4 y 6 semanas.

En la determinación de la variación porcentual del peso seco de la estaca, se utilizó como muestra una repetición completa por cada toma de datos (semanas 0, 2, 4, y 6), los datos obtenidos de cada toma fueron transformados a porcentajes con la finalidad de poder realizar las comparaciones entre los datos generados de las diferentes repeticiones (tomas o semanas) y con ello

obtener la variación en peso seco de los diferentes tratamientos.

El porcentaje de enraizamiento tiene una variación discontinua, ya que sólo existe la posibilidad de que las estacas enraicen o no enraicen. Además, tiene una distribución binomial, por lo que para procesar la información los datos fueron primero transformados con el arco seno de la raíz cuadrada.

La interpretación del efecto de los tratamientos se realizó mediante los análisis de varianza correspondientes y las regresiones lineales pertinentes en cada caso (porcentaje de enraizamiento y número promedio de raíces por estaca con la variación en peso seco y el contenido relativo de agua de la hoja), con la finalidad de determinar el o los mejores tratamientos y sus efectos en el enraizamiento de las estacas para cada especie.

3.5.1. Metodología empleada en el primer ensayo.

En el primer ensayo fueron probadas cuatro dosis de ácido indol-3-butírico (0,2; 0,4; 0,8; 1,6 %), y el testigo (sin aplicación de hormona), disueltas en metanol, aplicándose 10 µl de solución por estaca. El método de aplicación fue en la base de la estaca con microjeringa y evaporación inmediata del alcohol en una corriente de aire

frío. También se probaron tres sustratos: arena, grava y la mezcla de arena-grava (50:50 p/v).

Para cada una de las especies se probaron en forma simultánea las mezclas de sustrato y los niveles de AIB. El diseño experimental empleado fue de bloques al azar en parcelas divididas con diez bloques para ***G. arborea*** y nueve bloques para ***C. odorata*** con unidades experimentales de seis estacas en ambos casos, donde las parcelas grandes fueron los sustratos y las subparcelas los diferentes niveles (dosis) de AIB.

3.5.2. Metodología empleada en el segundo ensayo.

En el segundo ensayo fueron probadas tres longitudes de estacas (4, 6 y 8 cm), combinadas con tres áreas foliares (25, 50 y 100 cm^2). En el caso de ***C. odorata***, por tener hojas compuestas, el área foliar se determinó tomando los diferentes tamaños de hojuelas y sacando plantillas en papel milimétrico las cuales fueron cuantificadas y tomadas como muestra para con base en ellas obtener el número de hojuelas de las estacas para los diferentes tratamientos. Para ***G. arborea*** el área foliar se obtuvo por medio de plantillas rectangulares en papel milimétrico con las áreas de los tratamientos, las cuales se colocaron sobre las hojas y se recortaron. La

poda de las hojas, de acuerdo con el tratamiento, se hizo inmediatamente antes de la preparación de las estacas.

En este ensayo se utilizaron los resultados del primer ensayo (mejor dosis de AIB y mejor sustrato), utilizando un diseño experimental de bloques completos al azar, en arreglo factorial (3X3). Se utilizaron ocho bloques y unidades experimentales de seis estacas, donde el factor (A), longitud de estaca, tiene tres niveles y el factor (B), área foliar, tiene tres niveles.

4. RESULTADOS Y DISCUSIONES.

En este capítulo se presentan y discuten los resultados de los dos ensayos realizados para cada una de las especies *C. odorata* y *G. arborea*.

4.1. Primer ensayo.

Con los datos obtenidos a las seis semanas de haber sido colocadas las estacas en la cámara propagadora, se procedió a realizar los análisis de varianza y prueba de rango múltiple de Tukey así como las regresiones lineales para: porcentaje de enraizamiento y número de raíces con la variación porcentual en peso seco y el contenido relativo de agua de la hoja para cada especie.

4.1.1. *C. odorata*.

Los análisis de varianza realizados para las variables porcentajes de enraizamiento, porcentajes de brotación y promedio del número de raíces, presentados en el Cuadro 1, indican que estadísticamente no existen diferencias significativas entre los sustratos probados, pero si hay diferencias altamente significativas entre las dosis de AIB utilizadas; de igual manera muestran que no existió significancia para la interacción entre sustratos y dosis de AIB en ninguna de las variables analizadas.

Cuadro 1. Análisis de varianza de los porcentajes de enraizamiento, brotación y número de raíces para las estacas de *C. odorata*, a las seis semanas de edad.

		CUADRADOS MEDIOS.		
FV	GL	% ENRAIZAMIENTO	% BROTACION	Nº RAICES
Bloque	5	0,325 ns	0,036 ns	101,006 ns
Sust	2	0,268 ns	0,458 ns	487,502 ns
Bloque*Sust	10	0,170 ns	0,145 ns	161,184 *
AIB	4	1,129 **	1,173 **	644,378 **
Sust*AIB	8	0,089 ns	0,063 ns	58,021 ns
Bloq*Sust*AIB	60	0,089	0,112	78,292

** Significativo al 1%.
* Significativo al 5%.
ns No significativo.

Las pruebas de Tukey no determinaron diferencias significativas entre sustratos para el porcentaje de enraizamiento y la media del número de raíces por estaca (Cuadro 2). Sin embargo, el porcentaje de enraizamiento para arena (64%) fue superior que la mezcla arena-grava (50:50 p/v) y a la grava. Para la media del número de raíces, igualmente la arena superó a la mezcla y a la grava. La prueba de Tukey para el porcentaje de brotación mostró una clara diferencia de medias; de igual manera que en los casos anteriores, el sustrato arena superó a la mezcla en apenas 5% y a la grava en 17%.

Cuadro 2. Prueba de rango múltiple (Tukey) para sustratos con respecto a los porcentajes de enraizamiento, de brotación y número de raíces para las estacas de *C. odorata*, a las seis semanas de edad.

SUSTRATO	% ENRAIZAMIENTO	% BROTACION	Nº RAICES
Arena	64 a*	54 a	20 a
Mezcla	56 a	49 ab	15 a
Grava	51 a	37 b	12 a

* Los tratamientos seguidos por letras diferentes indican diferencias significativas según la prueba de Tukey al 0.05.

Los resultados anteriores reafirman lo expuesto por Hartmann y Kester (1972), que indican que el medio ideal para enraizamiento es aquel que permita buena aireación, se drene bien y sea fácil de esterilizar, y lo dicho por Davidson (1974), Poggiani y Suiter Filho (1976), quienes consideran un buen sustrato aquel que además de lo anterior, proporcione a la estaca un soporte adecuado. También concuerda con Wright (1964), quien menciona a la arena como el medio de enraizado más conveniente.

Las pruebas de Tukey para dosis de AIB (Cuadro 3), muestran las diferencias significativas entre los grupos de medias, siendo las dosis de AIB del 0,2 y 0,4% las que dieron el porcentaje de enraizamiento mayor. La concentración del 0,2% (76%) superó en un 46% a la dosis

del 1,6% (30% de enraizamiento). Para el porcentaje de brotación la dosis de 0,4% (35%) superó en 18% a la dosis de 1,6% (17%). En el caso del número de raíces se observa claramente que existe una relación directamente proporcional con la dosis de AIB, obteniéndose el mayor número de raíces para la dosis de 1,6% con una media de 17 raíces, superando en un 240% al testigo.

Cuadro 3. Prueba de rango múltiple (Tukey) para dosis de AIB para los porcentajes de enraizamiento, de brotación y número de raíces para las estacas de *C. odorata*, a las seis semanas de edad.

ENRAIZAMIENTO		BROTACION		RAICES	
Dosis	%	Dosis	%	Dosis	Nº
0,2	76 a*	0,4	35 a	1,6	17 a
0,4	72 a	0,2	31 ab	0,8	15 a
0,0	58 ab	0,0	24 ab	0,4	13 a
0,8	50 bc	0,8	24 ab	0,2	13 a
1,6	30 c	1,6	17 b	0,0	5 b

* Los tratamientos seguidos por letras diferentes indican diferencias significativas según la prueba de Tukey al 0.05.

Por muchos años han sido reconocido los beneficios de la aplicación de auxinas sobre la formación de raíces en las estacas (Hartmann y Kester, 1972). Sin embargo parece que no existe una relación simple entre niveles de auxina y enraizamiento, y hasta la fecha, el papel exacto de las

auxinas no se comprende completamente (Gaspar y Hofinger, 1988). Además de los efectos directos de la auxina sobre la división celular, los efectos benéficos de la auxina sobre el enraizamiento han sido asociados con un aumento en el transporte de carbohidratos y cofactores hacia la base de la estaca, donde promueven la iniciación y el desarrollo de raíces (Haissig, 1973). Actualmente está bien establecido que ciertos metabolitos y otros factores de crecimiento se traslocan hacia regiones del tallo que han sido tratadas con auxina (Phillips, 1969 y 1975). Los efectos de la auxina sobre la formación de raíces adventicias probablemente sea el resultado de una interacción compleja entre estos y otros procesos.

La respuesta de las estacas hacia dosis crecientes de auxina generalmente es una curva ascendente hasta alcanzar un máximo, para después descender. Ese descenso se da como resultado de desórdenes fisiológicos que ocurren en las estacas debido a las dosis excesivas, lo cual les ocasiona la muerte.

Los resultados anteriores indican que al aumentar el porcentaje de concentración de la hormona (AIB) en la estaca (hasta determinado nivel) aumenta la formación de raíces, pero al elevarse a los niveles de hormona de 0,8% y 1,6% es probable se produzca una intoxicación, lo cual

se reflejó en la disminución del porcentaje de enraizamiento y brotación. No todas las estacas con estas dosis se intoxicaron; algunas lograron sobreponerse a la toxicidad de la hormona y produjeron un mayor número de raíces, aumentando así la media del número de raíces por tratamiento.

Estos resultados reafirman lo expuesto por Franclet (1963) y Martín y Quillet (1974), quienes usando estacas jóvenes de ***Eucalyptus spp.***, encontraron un efecto beneficioso en los reguladores de crecimiento atribuidos a la dosis aplicada de AIB. Así mismo reafirma los resultados de Leakey *et al.* (1982), al trabajar con ***Triplochiton scleroxylon*** K. Schum., donde la aplicación de ANA y AIB en diferentes concentraciones, generalmente aceleró y mejoró el porcentaje de enraizamiento.

Aunque los análisis de varianza no mostraron significancia para la interacción sustrato-dosis de AIB, en la Figura 5 se puede observar que la arena obtuvo los mayores porcentajes de enraizamiento para casi todas las dosis de hormona, exceptuando el caso de la dosis de 0,2% donde el enraizamiento mayor se obtuvo con la mezcla. En general, las dosis de 0,2 y 0,4% lograron los porcentajes de enraizamiento superiores.

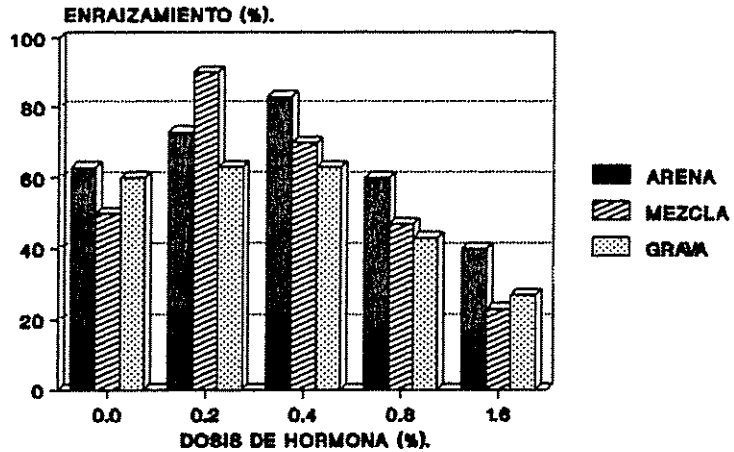

Figura 5. Porcentaje de enraizamiento por dosis de hormona para *C. odorata*.

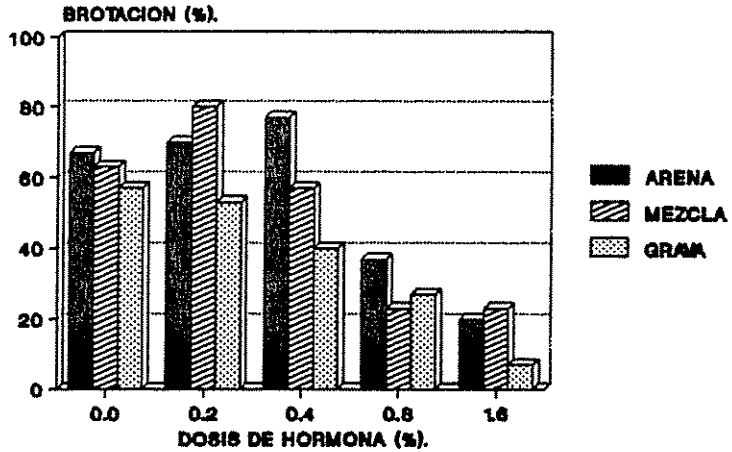

Figura 6. Porcentaje de brotación por dosis de hormona para *C. odorata*.

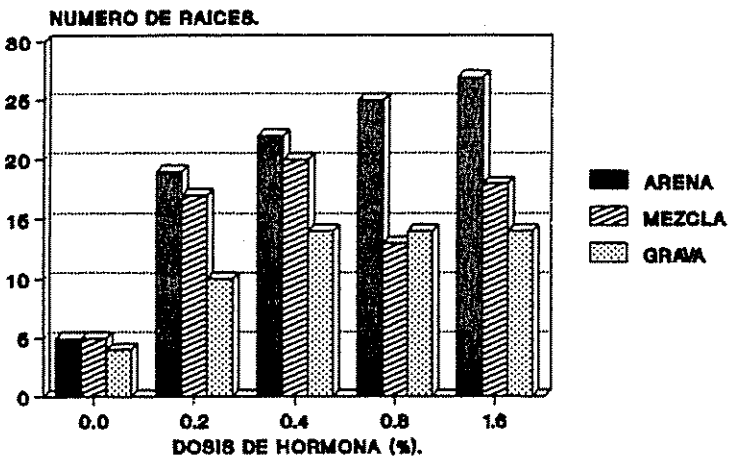

Figura 7. Medias del número de raíces por dosis de hormona para *C. odorata*.

Para el porcentaje de brotación (Figura 6), las estacas de *C. odorata* presentaron los porcentajes mayores en la arena en casi todas las dosis de AIB, obteniéndose los mayores porcentajes de brotación en las dosis de 0,2 y 0,4%.

Como puede apreciarse en la Figura 7, de igual manera que en los casos anteriores, el número de raíces por estaca fue mayor en la arena y se fue incrementando a medida que aumentó la dosis de AIB.

En cuanto al porcentaje de brotación, es importante mencionar que mientras la estaca no cuente con un adecuado sistema radicular no es deseable que se presente una brotación abundante, ya que ésto provoca un desequilibrio entre fotosíntesis y respiración y/o las sustancias nutricionales de la estaca son empleadas para la formación de nuevos brotes y no de raíces, produciendo la muerte eventual de la estaca.

Al realizar las regresiones lineales para el contenido relativo de agua de la hoja y el incremento porcentual del peso seco de la estaca, ninguna de las regresiones practicadas logró obtener índices de determinación (r^2) mayores al 50%.

Al graficar los valores del contenido relativo de agua de la hoja en el tiempo, para sustratos (Figura 8), se puede notar que el CRA tendió a aumentar en las primeras cuatro semanas y disminuyó en la sexta semana. En la grava la disminución del contenido relativo de agua no llegó a valores menores del inicial (semana 0); ésto indica que las condiciones de humedad relativa del ambiente, irradiación solar y temperatura de la cámara de propagación fueron adecuadas, dado que no permitieron la pérdida de agua en la hoja durante las primeras cuatro semanas. Probablemente la disminución a las seis semanas fue ocacionada por el aumento de transpiración al contar las estacas con brotes nuevos.

De igual manera que en el caso anterior, al graficar el contenido relativo de agua en la hoja por semana para las dosis de hormona (Figura 9) se observa una tendencia a aumentar el contenido relativo de agua en la hoja las primeras cuatro semanas y a disminuir en la sexta semana, pobablemente por las mismas razones que en el caso anterior; la generación de brotes nuevos aumentó la transpiración después de la cuarta semana.

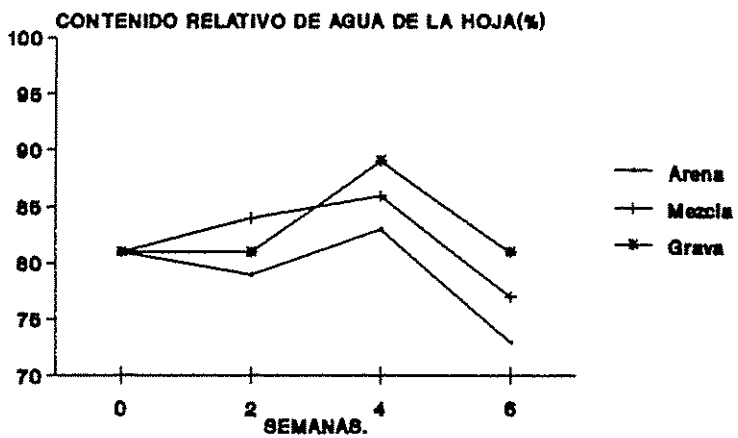

Figura 8. Incrementos porcentuales del contenido relativo de agua de la hoja por semana para *C. odorata*.

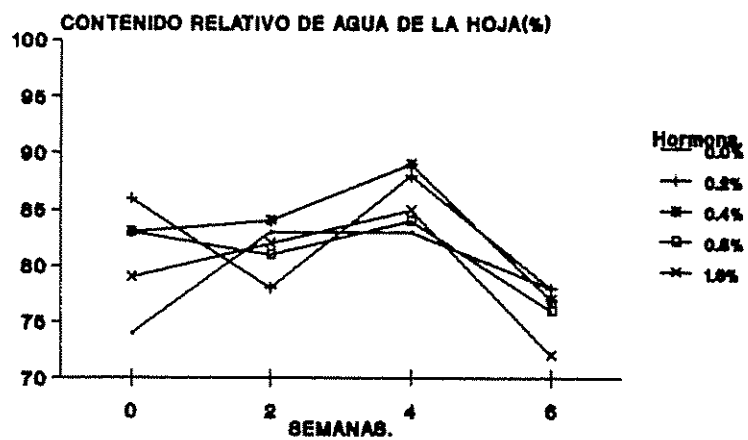

Figura 9. Incrementos porcentuales del contenido relativo de agua de la hoja por semana para *C. odorata*.

Para el incremento porcentual del peso seco en todos los sustratos (Figuras 10, 11 y 12) la tendencia fue una disminución en las primeras cuatro semanas para recuperarse al término de seis semanas. Las pérdidas de peso seco se atribuyen al desequilibrio entre respiración y fotosíntesis (mayor respiración que fotisíntesis), lo que probablemente logró equilibrarse a las seis semanas con el aumento de fotosíntesis por efecto de brotes nuevos.

En el caso del incremento porcentual del peso seco para las dosis de AIB (Figuras 14, 15, 16 y 17), la tendencia fue muy semejante a la de los sustratos, disminuyendo el peso seco las primeras cuatro semanas para aumentar a las seis semanas, con la excepción de las estacas del testigo (Figura 13), en el cual la tendencia fue a disminuir su peso seco aún en la sexta semana. Probablemente las pérdidas de peso seco del testigo estén relacionadas con la escasa formación de raíces en este tratamiento, como se hizo notar en la prueba de Tukey para dosis de hormona, lo cual implica que si no hay raíces suficientes la estaca respira hasta morir, sin poder absorber los nutrientes necesarios para la fotosíntesis.

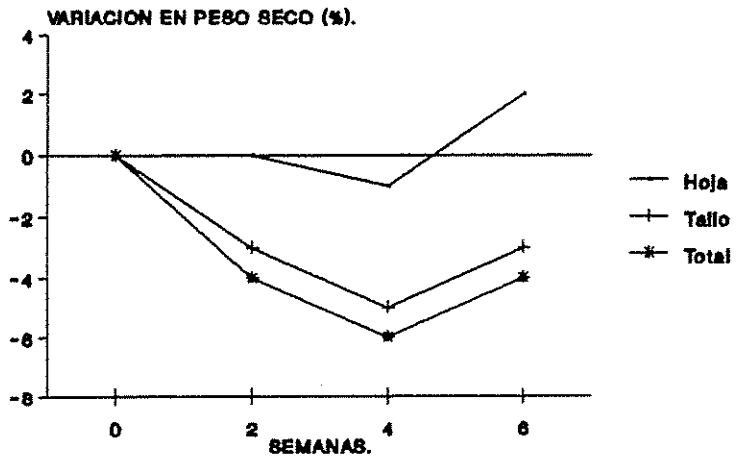

Figura 10. Variación porcentual del peso seco en arena para *C. odorata*.

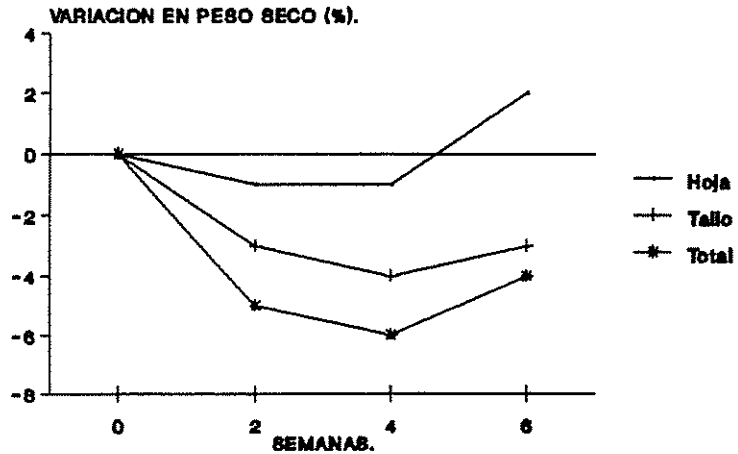

Figura 11. Variación porcentual del peso seco en la mezcla para *C. odorata*.

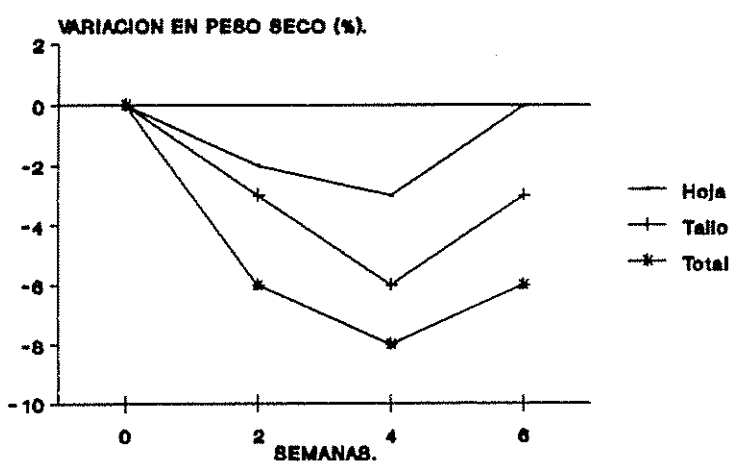

Figura 12. Variación porcentual del peso seco en grava para *C. odorata*.

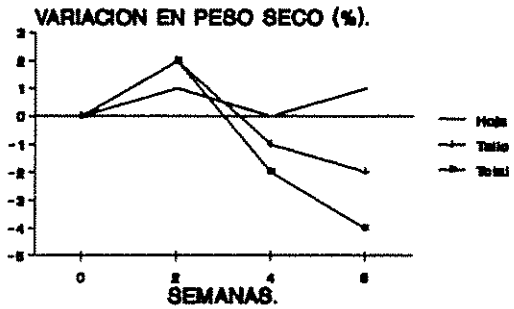

Figura 13. Variación porcentual del peso seco en el testigo para *C. odorata*.

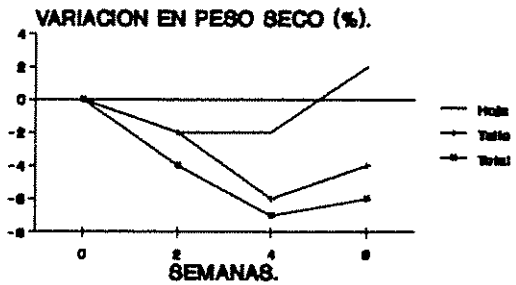

Figura 14. Variación porcentual del peso seco en la dosis de hormona de 0.2% para *C. odorata*.

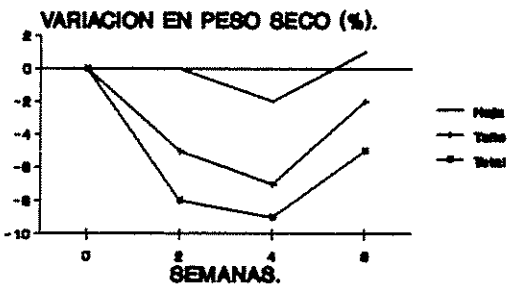

Figura 15. Variación porcentual del peso seco en la dosis de hormona de 0.4% para *C. odorata*.

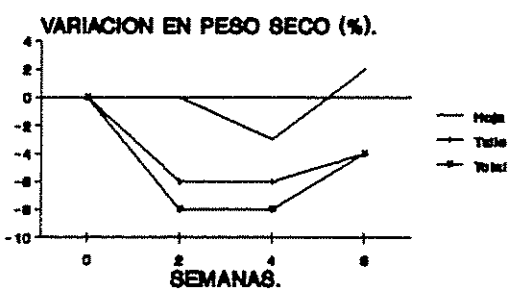

Figura 16. Variación porcentual del peso seco en la dosis de hormona de 0.8% para *C. odorata*.

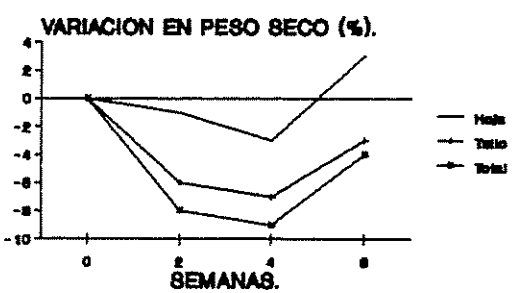

Figura 17. Variación porcentual del peso seco en la dosis de hormona de 1.6% para *C. odorata*.

4.1.2. *G. arborea.*

En esta especie, al contrario que para *C. odorata*, el análisis de varianza para el porcentaje de enraizamiento (Cuadro 4) muestra que existieron diferencias altamente significativas entre los sustratos y no significativas entre las dosis de AIB.

Para el porcentaje de brotación, el análisis de varianza indica diferencias significativas para sustratos y dosis de AIB. El análisis de varianza para la media del número de raíces muestra diferencias altamente significativas tanto para sustrato como para dosis de AIB.

Cuadro 4. Análisis de varianza de los porcentajes de enraizamiento, brotación y número de raíces para las estacas de *G. arborea*, a las seis semanas de edad.

		CUADRADOS MEDIOS.		
FV	GL	% ENRAIZAMIENTO	% BROTACION	Nº RAICES
Bloque	6	0,495 **	0,367 *	158,699 ns
Sust	2	1,533 **	0,550 *	618,565 **
Bloque*Sust	12	0,095 ns	0,096 ns	83,910 ns
AIB	4	0,084 ns	0,206 *	497,173 **
Sust*AIB	8	0,079 ns	0,058 ns	59,749 ns
Bloq*Sust*AIB	72	0,070	0,080	53,587

** Significativo al 1%.
* Significativo al 5%.
ns No significativo.

Por otra parte, en ninguno de los análisis de varianza antes mencionados se detectó significancia para la interacción sustrato-dosis de AIB.

En las pruebas de Tukey para sustratos (Cuadro 5), se observan las diferencias significativas entre los grupos de medias, donde el porcentaje de enraizamiento para arena (57%) fue mayor en un 19% que en la mezcla arena-grava (38%) y superior en 33% a la grava (24%).

El porcentaje de brotación en arena apenas superó a la mezcla en 6% y a la grava en 15%.

Para el número de raíces, de igual manera que en los casos anteriores, la arena superó a la mezcla y a la grava en 55% y 89% respectivamente.

Cuadro 5. Prueba de rango múltiple (Tukey) de sustratos para los porcentajes de enraizamiento, de brotación y número de raíces para las estacas de *G. arborea*, a las seis semanas de edad.

SUSTRATO	ENRAIZAMIENTO (%)	BROTACION (%)	RAICES (Nº)
Arena	57 a*	33 a	17 a
Mezcla	38 b	27 ab	11 b
Grava	24 c	18 b	9 b

* Los tratamientos seguidos por letras diferentes indican diferencias significativas según la prueba de Tukey al 0.05.

Lo anterior no concuerda con lo mencionado por Leakey *et al.* (1990), quienes indican que en Costa Rica, se enraizaron fácilmente (>75%) estacas de tallos de ***G. arborea*** en todos los medios probados (grava, grava-aserrín 50:50 p/v, arena fina, arena fina-aserrín 50:50 p/v).

Para las dosis de AIB, las pruebas de Tukey (Cuadro 6), indican las diferencias significativas entre los grupos de medias. Para el porcentaje de brotación, la dosis de 0,4% (35% de brotación) superó en 18% a la dosis de 1,6% (17%). Para el caso del número de raíces se observa claramente que existió una relación directamente proporcional con la dosis de AIB. El mayor número de raíces se obtuvo para la dosis mayor (1,6%) con una media de 17 raíces, superior en un 325% al testigo. A pesar de no existir diferencias significativas entre las medias para el porcentaje de enraizamiento, la concentración de 0,2% presentó el mayor enraizamiento (44%) superando en un 14% a la dosis de 1,6%.

Los resultados del Cuadro 6 reflejan los efectos de la aplicación de AIB, el cual propicia la formación de raíces, pero al elevar los niveles de hormona es probable que se produjera una intoxicación, lo cual se reflejó en la reducción del porcentaje de enraizamiento y el porcentaje de brotación como se observa con la dosis de

1,6%. Las estacas que lograron sobreponerse a la intoxicación producida por las hormonas formaron un mayor número de raíces probablemente por la influencia de la mayor dosis de AIB disponible, aumentando así la media del número de raíces.

Cuadro 6. Prueba de rango múltiple (Tukey) para dosis de AIB para los porcentajes de enraizamiento, de brotación y número de raíces para las estacas de *G. arborea*, a las seis semanas de edad.

ENRAIZAMIENTO Dosis	(%)	BROTACION Dosis	(%)	RAICES Dosis	(Nº)
0,2	44 a*	0,4	35 a	1,6	17 a
0,8	43 a	0,2	31 ab	0,8	15 a
0,4	42 a	0,0	24 ab	0,4	13 a
0,0	40 a	0,8	24 ab	0,2	12 a
1,6	30 a	1,6	17 b	0,0	4 b

* Los tratamientos seguidos por letras diferentes indican diferencias significativas según la prueba de Tukey al 0.05.

Los análisis de varianza efectuados mostraron interacciones no significativas para sustrato-dosis de AIB. En la Figura 18 se observa que la arena obtuvo los mayores porcentajes de enraizamiento de estacas de *G. arborea*, para todas las dosis. Para el porcentaje de brotación (Figura 19), las estacas presentaron los mayores porcentajes de brotación en la arena en casi todas las dosis de AIB a excepción de la dosis de 1,6% donde el

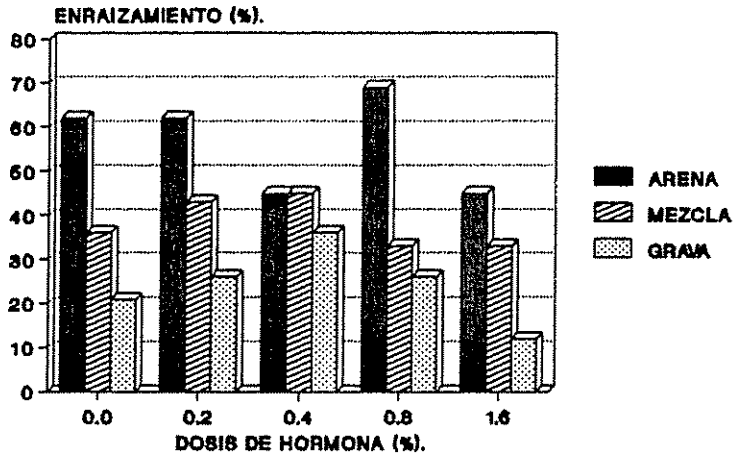

Figura 18. Porcentaje de enraizamiento por dosis de hormona para *G. arborea*.

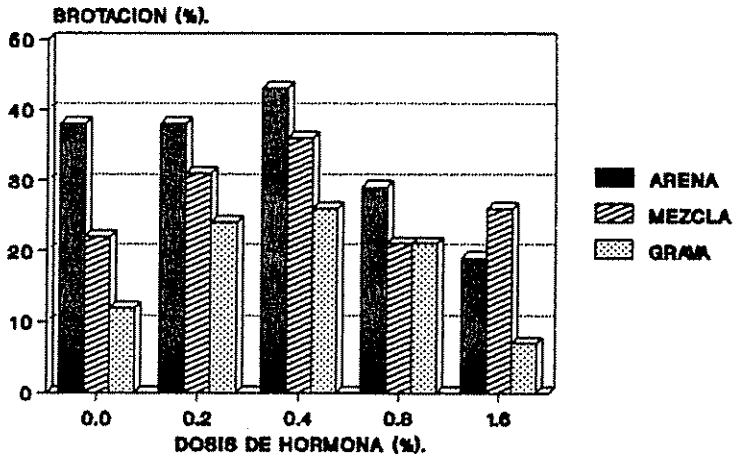

Figura 19. Porcentaje de brotación por dosis de hormona para *G. arborea*.

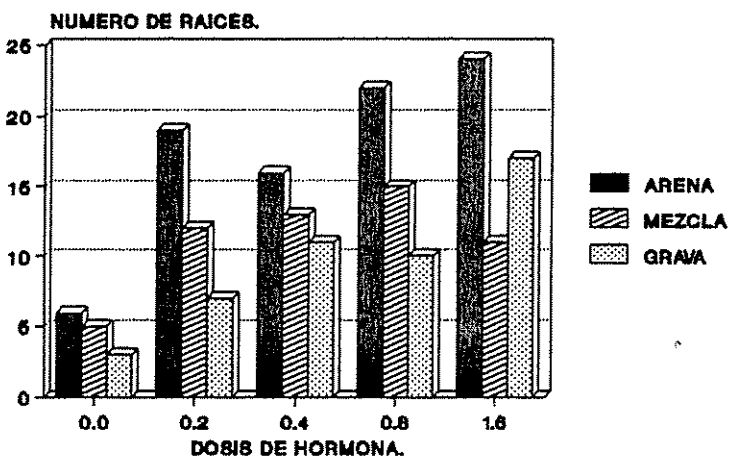

Figura 20. Medias del número de raíces por dosis de hormona para *G. arborea*.

mayor porcentaje de brotación se obtuvo en la mezcla. Igualmente, se puede notar que el porcentaje de brotación más elevado lo presentó la dosis de 0,4%. Como puede apreciarse en la Figura 20, la media del número de raíces fue mayor en la arena y se fue incrementando a medida que aumentó la dosis de AIB.

De igual manera que en la especie anterior, los resultados en ***G. arborea*** pudieron deberse a las buenas condiciones de drenaje, aireación y sostén que presenta la arena. En la dosis de AIB los resultados son atribuidos al estímulo de la formación de raíces conforme se incrementó la concentración de hormona en la estaca, que como se mencionó anteriormente, provocó la intoxicación en las concentraciones altas de AIB. Estas dosis presentaron enrazamientos bajos pero indujeron un mayor número de raíces en las estacas que lograron sobreponerse a la toxicidad de la hormona.

Para el porcentaje de brotación, no es deseable que se presente una brotación abundante mientras la estaca no cuente con un adecuado sistema radicular que suministre las necesidades de sustancias nutricionales para efectuar los procesos fisiológicos como la fotosíntesis y respiración, pues esto podría provocar que las sustancias de reserva de la estaca sean empleadas para la formación

de nuevos brotes y no de raíces, produciendo la muerte de la estaca.

Al realizar las regresiones lineales para la media del número de raíces final por el contenido relativo de agua en la hoja y el incremento porcentual del peso seco de la estaca, no se obtuvieron índices de determinación (r^2) mayores de 50%.

Al graficar los valores del contenido relativo de agua en la hoja en el tiempo para los sustratos (Figura 21), se puede notar que en todos los sustratos la tendencia fue a disminuir a las seis samanas. De la misma manera que en el caso anterior, la gráfica del contenido relativo de agua en la hoja en el tiempo para las dosis de AIB (Figura 22), indica que el contenido relativo de agua de la hoja a las seis semanas tendió a disminuir. Estos resultados probablemente se deban a la presencia de brotes nuevos en la estaca, dado que para la sexta semana las estacas contaban con un nuevo brote vigoroso compitiendo por agua.

Para el caso de peso seco, en todos los sustratos (Figuras 23, 24 y 25), las tendencias fueron hacia fluctuación en las primeras cuatro semanas y a recuperarse a las seis semanas, siendo la arena donde las variaciones de peso seco en las primeras cuatro semanas fueron

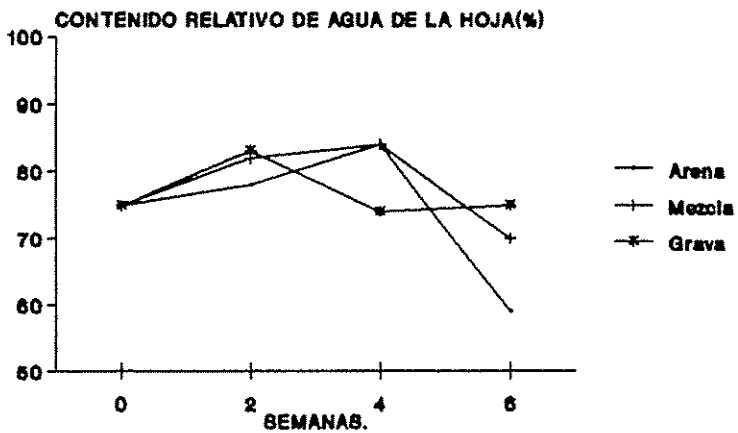

Figura 21. Incrementos porcentuales del contenido relativo de agua de la hoja por semana para *G. arborea*.

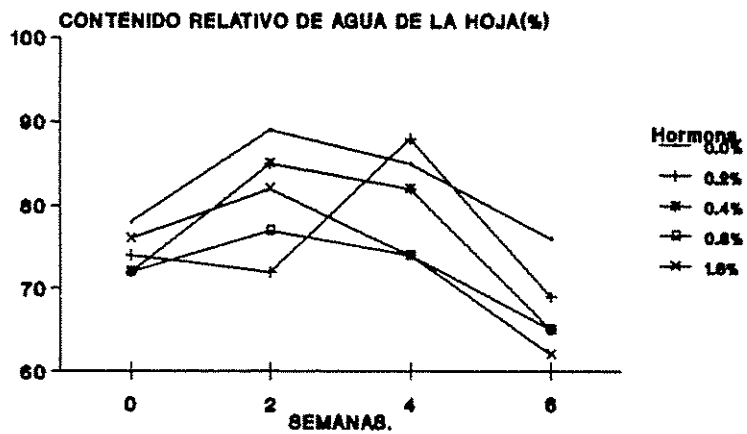

Figura 22. Incrementos porcentuales del contenido relativo de agua de la hoja por semana para *G. arborea*.

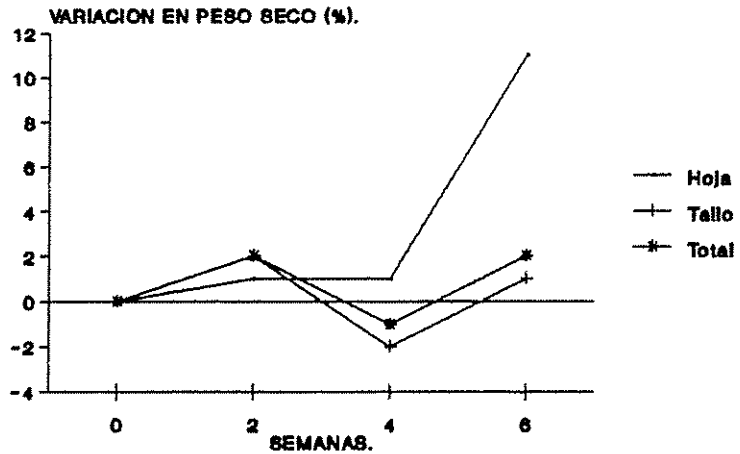

Figura 23. Variación porcentual del peso seco en arena para *G. arborea*.

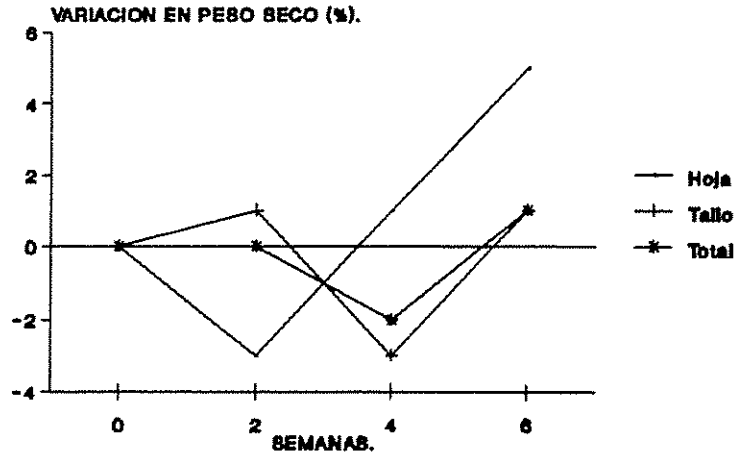

Figura 24. Variación porcentual del peso seco en la mezcla para *G. arborea*.

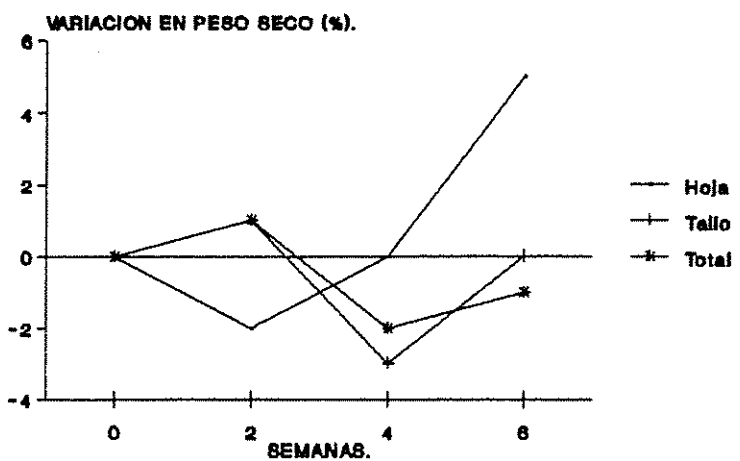

Figura 25. Variación porcentual del peso seco en grava para *G. arborea*.

menores. Estas variaciones en el peso seco se atribuyen probablemente a un desequilibrio entre la respiración y la fotosíntesis de las estacas, equilibrándose en la sexta semana.

En las Figuras 26, 27, 28, 29 y 30, se observa el comportamiento del incremento porcentual de peso seco de las estacas para las dosis de AIB, donde la tendencia fue semejante a la anterior, en las primeras cuatro semanas las estacas fluctuaron su peso seco y aumentaron en la sexta semana, siendo la dosis de 0,2% la que presentó las menores variaciones durante las primeras cuatro semanas. Probablemente estas variaciones se deban a que la respiración no fue a la par de la fotosíntesis, logrando equilibrarse a la sexta semana cuando las nuevas raíces pudieron ayudar a regular las condiciones fisiológicas de la estaca.

El comportamiento de las estacas de *G. arborea* anteriormente descrito, puede deberse a la pérdida de reservas de la estaca por medio de la respiración y es probable que la tasa fotosintética no pudo sostener los procesos de formación de hojas y raíces. Si no hay fotosíntesis, la estaca continúa respirando hasta morir.

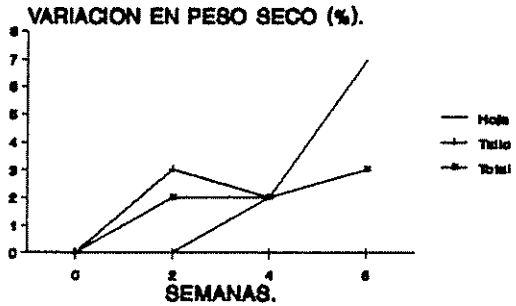

Figura 26. Variación porcentual del peso seco en el testigo para *G. arborea*.

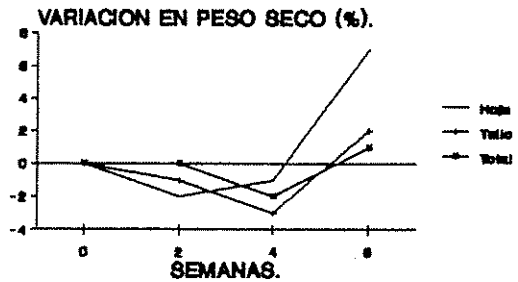

Figura 27. Variación porcentual del peso seco en la dosis de hormona de 0.2% para *G. arborea*.

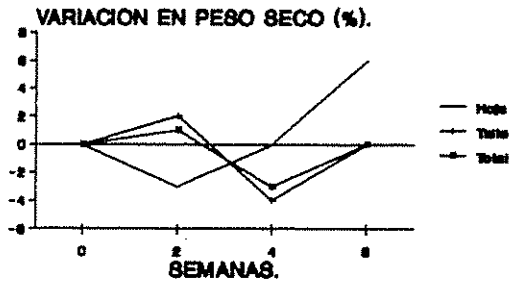

Figura 28. Variación porcentual del peso seco en la dosis de hormona de 0.4% para *G. arborea*.

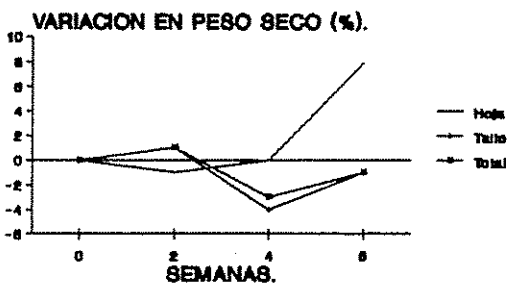

Figura 29. Variación porcentual del peso seco en la dosis de hormona de 0.8% para *G. arborea*.

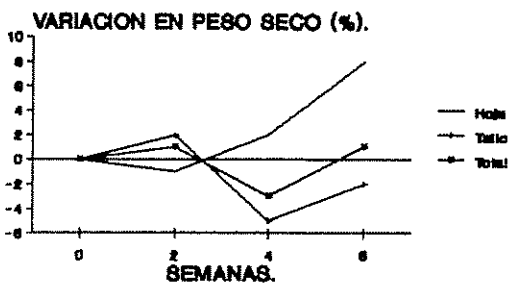

Figura 30. Variacion porcentual del peso seco en la dosis de hormona de 1.6% para *G. arborea*.

4.2. Segundo ensayo.

En el establecimiento de este ensayo se utilizaron los resultados del estudio anterior, es decir, que el sustrato empleado fue arena y la dosis de AIB aplicada a las estacas fue de 0,2%.

De igual forma que en el ensayo anterior, con los datos obtenidos a las seis semanas de haber sido colocadas las estacas en la cámara propagadora, se procedió a realizar los análisis de varianza y pruebas de rango múltiple (Tukey) así como las regresiones lineales para: porcentaje de enraizamiento y número de raíces con la variación porcentual en peso seco y el contenido relativo de agua en la hoja para cada especie.

4.2.1. *C. odorata*.

El análisis de varianza para la variable porcentajes de enraizamiento presentado en el Cuadro 7, indica que estadísticamente existen diferencias significativas entre las longitudes de estacas probadas y diferencias no significativas entre las áreas foliares.

Para el porcentaje de brotación, el análisis de varianza (Cuadro 7) muestra que estadísticamente existen

diferencias altamente significativas para la longitud de estaca y no significativas entre áreas foliares.

El análisis de varianza para el número de raíces (Cuadro 7) indica que estadísticamente existen diferencias altamente significativas entre las longitudes probadas y diferencias significativas para el área foliar.

Para la interacción área foliar (A) longitud de estaca (B), los análisis de varianza realizados mostraron que no existió significancia en ninguna de las variables de respuesta.

Cuadro 7. Análisis de varianza para los porcentajes de enraizamiento, de brotación y número de raíces para las estacas de *C. odorata*, a las seis semanas de edad.

		CUADRADOS MEDIOS.		
FV	GL	% ENRAIZAMIENTO	% BROTACION	Nº RAICES
Bloque	5	0,1071 ns	0,2069 ns	10,7350 ns
Longitud(A)	2	0,2805 *	0,8284 **	69,4689 **
Area foliar(B)	2	0,1111 ns	0,0578 ns	36,2106 *
(A*B)	4	0,0249 ns	0,0439 ns	9,0644 ns
Error	40	0,0766	0,0941	10,6119

** Significativo al 1%.
* Significativo al 5%.
ns No significativo.

Las pruebas de Tukey para longitud de estaca (Cuadro 8), muestran que en cuanto a enraizamiento, la longitud de 6 cm (65%) fue sólo un 8% mayor que la longitud de 8 cm y superior en 23% a la longitud de 4 cm. Para el porcentaje de brotación, las longitudes de 6 y 8 cm superaron en 28% y 27% respectivamente a la longitud de 4 cm. Para el promedio del número de raíces, la longitud de 4 cm superó a las otras dos en un 43%.

Cuadro 8. Prueba de rango múltiple (Tukey) por longitud en cm, para los porcentajes de enraizamiento, de brotación y número de raíces para las estacas de *C. odorata*, a las seis semanas de edad.

ENRAIZAMIENTO		BROTACION		RAICES	
Longitud	%	Longitud	%	Longitud	Nº
6	65 a*	6	72 a	4	10 a
8	57 ab	8	71 a	6	7 b
4	43 b	4	44 b	8	7 b

* Los tratamientos seguidos por letras diferentes indican diferencias significativas según la prueba de Tukey al 0.05.

Los resultados anteriores concuerdan con lo expuesto por Baggio (1982) y Melchior *et al.* (1974), quienes mostraron que existe un tamaño o longitud de estacas óptimo que influye en el proceso de enraizamiento, probablemente originado por un equilibrio en el contenido

hídrico y de AIB de la estaca, obteniendo un enraizado operacional aceptable.

Para el área foliar, las pruebas de Tukey (Cuadro 9), sólo mostraron diferencias significativas entre las medias del número de raíces, donde el área foliar de 100 cm^2 superó a la de 50 cm^2 en 12% y a la de 25 cm^2 en 50%; de igual manera se puede notar que existe una relación directa entre área foliar y el número de raíces, ya que a mayor área foliar se presentó mayor número de raíces.

El porcentaje de enraizamiento no mostró diferencias significativas en la prueba de Tukey (Cuadro 9) con respecto al área foliar. El área foliar de 100 cm^2 presentó el mayor enraizamiento (60%), pero sólo superó en 5% al área foliar de 50 cm^2 y en 10% al área foliar de 25 cm^2. De igual manera el porcentaje de brotación no mostró diferencias entre medias; el área foliar de 25 cm^2 (66%), superó a las áreas foliares de 100 y 50 cm^2 en sólo 4% y 7% respectivamente.

Los resultados anteriores manifiestan que el enraizamiento no mostró diferencias significativas, probablemente porque se logró llegar al nivel óptimo de fotosíntesis y respiración con la brotación y con ello lograr un porcentaje de enraizamiento aceptable.

Cuadro 9. Prueba de rango múltiple (Tukey) por área foliar para los porcentajes de enraizamiento, de brotación y número de raíces para las estacas de *C. odorata*, a las seis semanas de edad.

% ENRAIZAMIENTO Area Foliar (cm^2)	%	% BROTACION Area Foliar (cm^2)	%	Nº RAICES Area Foliar (cm^2)	Nº
100	60 a*	25	66 a	100	9 a
50	55 a	100	62 a	50	8 ab
25	50 a	50	59 a	25	6 b

* Los tratamientos seguidos por letras diferentes indican diferencias significativas según la prueba de Tukey al 0.05.

Estos resultados coinciden con lo obtenido por Vargas (1982), en estacas de *E. deglupta*, donde la presencia de hojas presentó un efecto positivo sobre el enraizamiento.

En el análisis de varianza para el porcentaje de enraizamiento el efecto de la interacción longitud-área foliar no fue significativo. En la Figura 31 se muestra que, en general, la longitud de 6 cm presentó el mejor comportamiento para las áreas foliares probadas y que esta longitud en el área foliar de 100 cm^2 logró el mayor porcentaje de enraizamiento. Las causas probables que originaron estos resultados son un equilibrio entre los procesos fotosintéticos y de respiración de la estaca, los cuales provocaron el desarrollo y crecimiento de nuevas

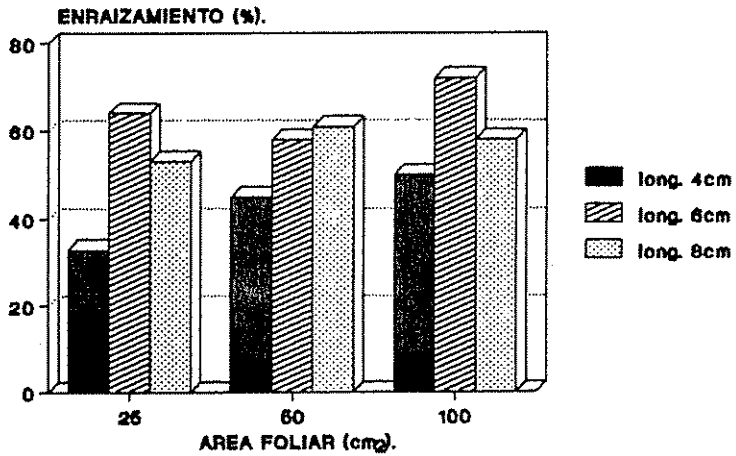

Figura 31. Porcentaje de enraizamiento por área foliar para *C. odorata*.

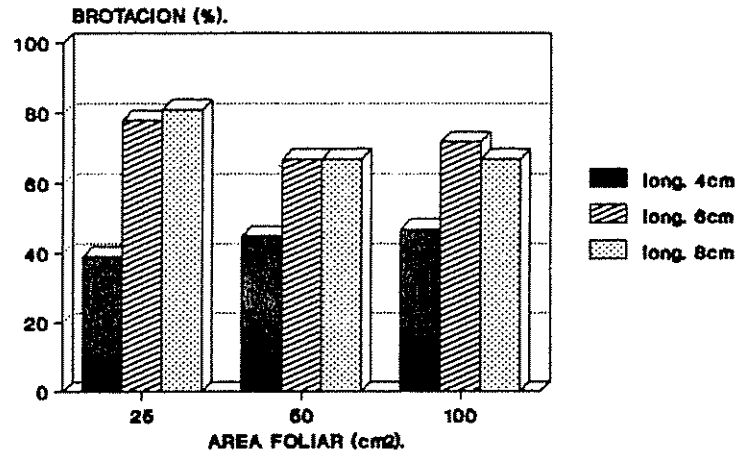

Figura 32. Porcentaje de brotación por área foliar para *C.odorata*.

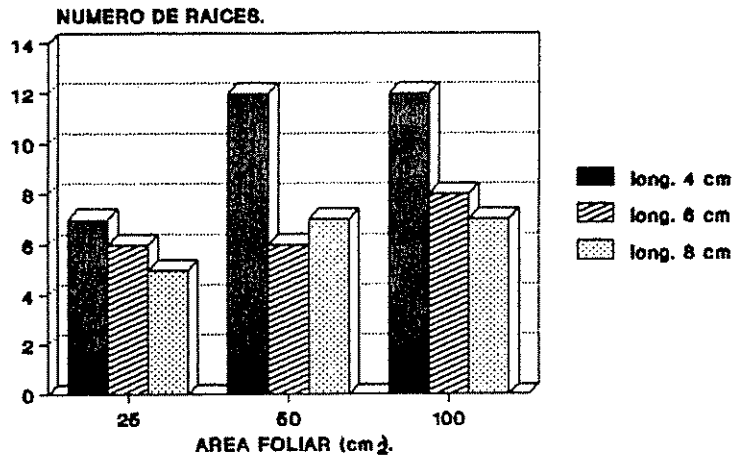

Figura 33. Medias del número de raíces por área foliar para *C. odorata*.

raíces logrando un porcentaje de enraizamiento aceptable.

El análisis de varianza para el porcentaje de brotación no mostró significancia para la interacción. En la Figura 32 se puede notar que las longitudes de 6 y 8 cm mostraron los resultados mayores de brotación. Probablemente esto sea originado por la mayor cantidad de reservas de las estacas de longitudes de 6 y 8 cm, logrando el crecimiento de las yemas preexistentes.

Para el número de raíces el análisis de varianza no mostró significancia para la interacción longitud-área foliar; en la Figura 33 se observa que la longitud de 4 cm para las tres áreas foliares obtuvo el número mayor de raíces. Las causas probables que originaron estos resultados fueron las diferencias de brotación de las estacas (Figura 32), ya que la longitud de 4 cm presentó menor brotación que las longitudes de estaca de 6 y 8 cm, con lo cual es posible que las reservas y los productos de la fotosíntesis hayan sido utilizados en mayor proporción para la formación de raíces en estos dos últimos casos.

Al realizar las regresiones lineales en esta especie, sólo el porcentaje del enraizamiento final por la variación porcentual del peso seco de la hoja a las cuatro semanas logró obtener un índice de determinación (r^2) del 60%; la Figura 34 indica que a mayor peso seco en la hoja

mayor enraizamiento. Esto probablemente indica los beneficios de la fotosíntesis al aportar las sustancias necesarias para el proceso de formación de raíces en esta especie.

Al graficar el contenido relativo de agua de la hoja en el tiempo para las diferentes longitudes (Figura 35), se observa que el contenido relativo de agua de la hoja para las longitudes 4 y 6 cm tendió a disminuir a las seis semanas. Solamente la longitud de 8 cm logró sobreponerse y aumentó su contenido relativo de agua a la sexta semana. El contenido relativo de agua de la hoja en el tiempo para las diferentes áreas foliares (Figura 36), disminuyó en todos los tratamientos aunque las áreas foliares de 50 y 100 cm^2 tendieron a recuperarse a la sexta semana.

Los resultados anteriores indican que las condiciones de humedad relativa, irradiación solar y temperatura de la cámara de propagación fueron buenas, propiciando la recuperación del contenido relativo de agua de las hojas en las áreas foliares de 50 y 100 cm^2. La disminución de agua a las seis semanas del área foliar de 25 cm^2 probablemente fue ocasionada por el aumento de transpiración al contar las estacas con nuevos brotes, provocando una transpiración abundante y por lo tanto una

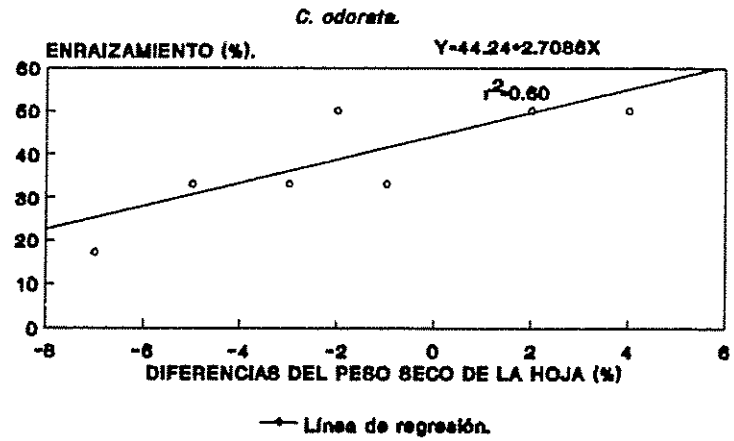

Figura 34. Regresión del enraizamiento final contra la diferencia porcentual del peso seco de la hoja a las cuatro semanas para *C. odorata*.

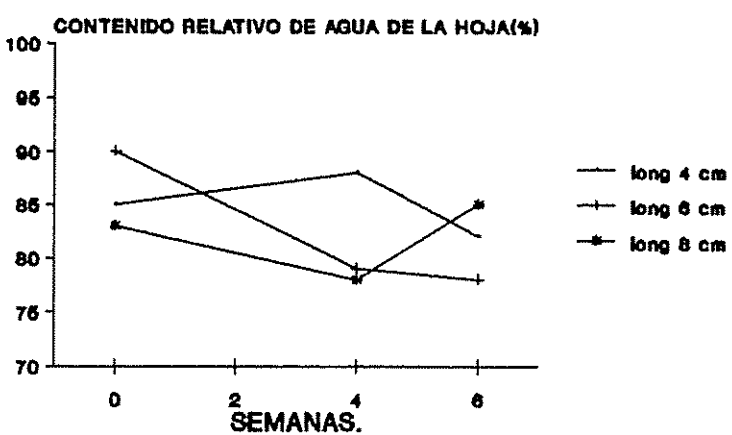

Figura 35. Incrementos porcentuales del contenido relativo de agua de la hoja por semana para *C. odorata*.

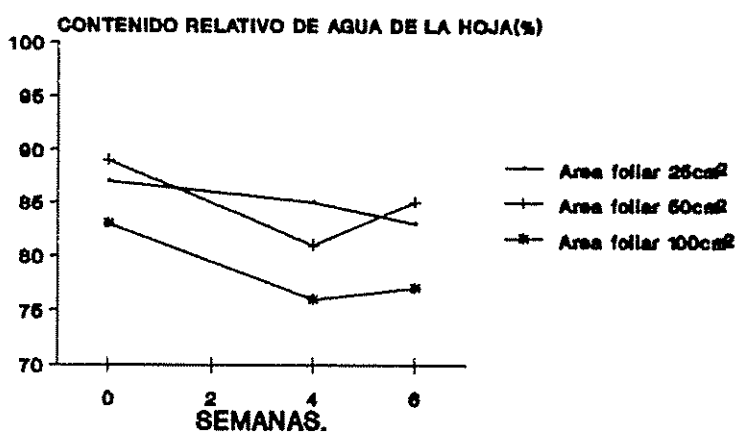

Figura 36. Incrementos porcentuales del contenido relativoa de agua de la hoja por semana para *C. odorata*.

pérdida de agua mayor. Esto se ve reforzado por el hecho de que el área foliar de 25 cm^2 fue la que presentó mayor brotación (Cuadro 9).

Para la variación porcentual del peso seco, en todas las longitudes de estaca (Figuras 37, 38 y 39), las tendencias fueron a disminuir o permanecer más o menos constante durante las seis semanas. En las Figuras 40, 41 y 42, se observa que el peso seco de las estacas tendió a disminur al cabo de seis semanas. Es importante notar que en todas estas gráficas existen grandes fluctuaciones entre las diferentes partes de la estaca, pero el comportamiento total no varió tanto. Esto se atribuye, a la redistribución de las sustancias de reserva de la estaca entre sus diferentes partes.

4.2.2. *G. arborea.*

Los análisis de varianza realizados para las variables porcentajes de enraizamiento, porcentajes de brotación y promedio del número de raíces, presentados en el Cuadro 10, indican que estadísticamente no existen diferencias significativas para la longitud de estaca ni para el área foliar y de igual manera, no mostraron que existieran efectos significativos para la interacción área foliar (A) longitud de estaca (B).

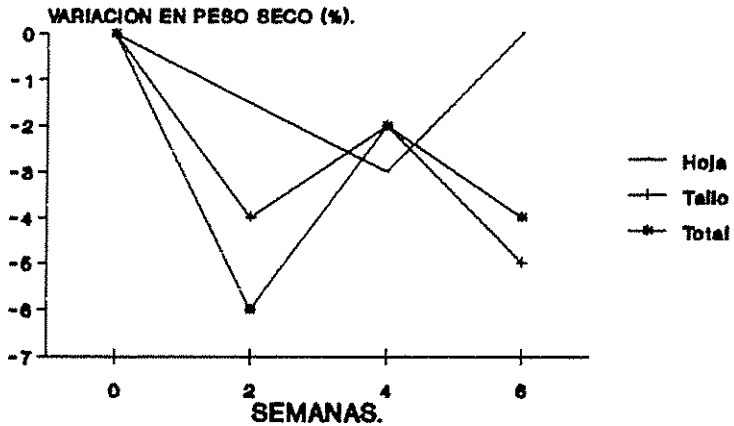

Figura 37. Variación porcentual del peso seco en la longitud de 4cm para *C. odorata.*

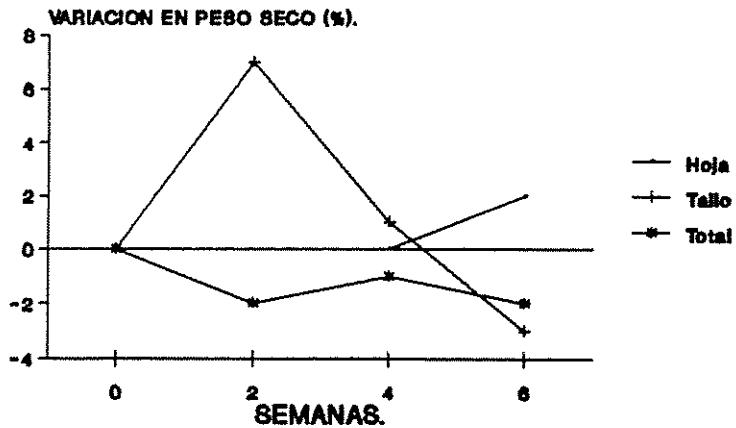

Figura 38. Variación porcentual del peso seco en la longitud de 6 cm para *C. odorata.*

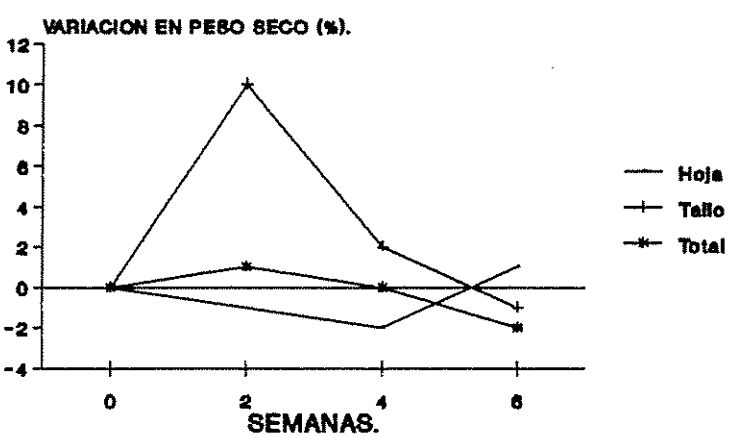

Figura 39. Variación porcentual del peso seco en la longitud de 8 cm para *C. odorata.*

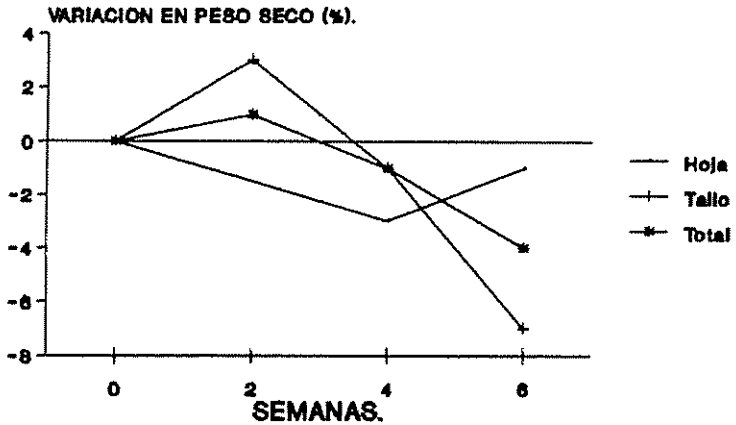

Figura 40. Variación porcentual del peso seco en el área foliar de 25 cm^2 para *C. odorata.*

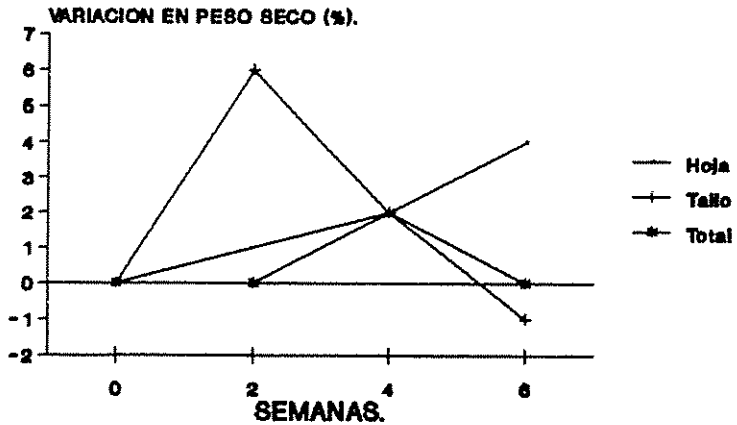

Figura 41. Variación porcentual del peso seco en el área foliar de 50 cm^2 para *C. odorata.*

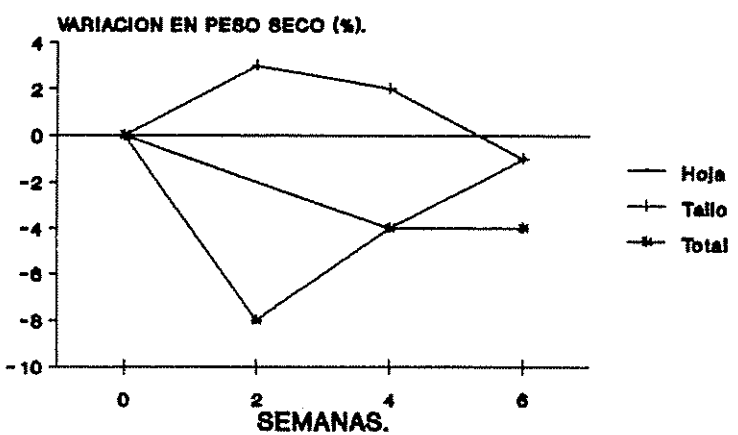

Figura 42. Variación porcentual del peso seco en el área foliar de 100 cm^2 para *C. odorata.*

Cuadro 10. Análisis de varianza de los porcentajes de enraizamiento, de brotación y número de raíces para las estacas de ***G. arborea***, a las seis semanas de edad.

		CUADRADOS MEDIOS.		
FV	GL	% ENRAIZAMIENTO	% BROTACION	Nº RAICES
Bloque	5	0,6763 **	0,6208 **	5,2292 ns
Longitud(A)	2	0,1527 ns	0,0504 ns	3,3535 ns
Area foliar(B)	2	0,2076 ns	0,2266 ns	8,7480 ns
(A*B)	4	0,0853 ns	0,2124 ns	16,1130 ns
Error	40	0,0877	0,0819	7,1889

** Significativo al 1%.
ns No significativo.

Las pruebas de Tukey para la longitud de estacas (Cuadro 11), reafirman los resultados del análisis de varianza al mostrar que no existen diferencias significativas entre las medias de las diferentes variables. Sin embargo, en el porcentaje de enraizamiento la longitud de 8 cm (78%) superó a las de 4 y 6 cm en 13% y 17% respectivamente. Para el porcentaje de brotación la longitud de 8 cm logró el mayor porcentaje de brotación (63%), superando a las longitudes de 6 y 4 cm en apenas un 6% y 7% respectivamente. En el número de raíces la longitud de 8 cm superó a las otras dos longitudes en un 20%.

Cuadro 11. Prueba de rango múltiple (Tukey) por longitud para los porcentajes de enraizamiento, de brotación y número de raíces para las estacas de ***G. arborea***, a las seis semanas de edad.

% ENRAIZAMIENTO		% BROTACION		Nº RAICES	
Longitud (cm)	%	Longitud (cm)	%	Longitud (cm)	Nº
8	78 a*	8	63 a	8	6 a
4	65 a	6	57 a	6	5 a
6	61 a	4	56 a	4	5 a

* Los tratamientos seguidos por letras diferentes indican diferencias significativas según la prueba de Tukey al 0.05.

Los resultados anteriores reafirman lo expuesto por Baggio (1982) y Melchior *et al.* (1974), quienes afirman que las estacas de mayor tamaño enraizan mejor que las de menor tamaño para ciertas especies. Probablemente esto se debe al mayor contenido de sustancias de reserva en la estaca que intervienen en el proceso de formación de raíces.

Las pruebas de rango múltiple (Tukey) para el área foliar (Cuadro 12) indican que no existieron diferencias significativas entre las medias de las diferentes variables analizadas. A pesar de ello, el área foliar de 50 cm^2 (71%) obtuvo los resultados mayores para los porcentajes de enraizamiento y brotación. En el número de

raíces el área foliar de 100 cm^2 superó a las otras dos (50 y 25%) en 20 y 50% respectivamente.

Cuadro 12. Prueba de rango múltiple (Tukey) por área foliar para los porcentajes de enraizamiento, de brotación y número de raíces para las estacas de ***G. arborea***, a las seis semanas de edad.

ENRAIZAMIENTO Area Foliar (cm^2)	(%)	BROTACION Area Foliar (cm^2)	(%)	RAICES Area Foliar (cm^2)	(Nº)
50	71 a*	50	65 a	100	6 a
100	69 a	100	62 a	50	5 a
25	59 a	25	49 a	25	4 a

* Los tratamientos seguidos por letras diferentes indican diferencias significativas según la prueba de Tukey al 0.05.

Los resultados anteriores no muestran diferencias significativas entre tratamientos para ninguna de la variables. Sin embargo, las áreas foliares de 50 y 100 cm^2 fueron las que presentaron las mejores respuestas , probablemente por que estas áreas foliares favorecieron una mayor fotosíntesis y con ello un mayor porcentaje de enraizamiento.

Esto concuerda con los experimentos de Leakey *et al.* (1982), con estacas de ***T. scleroxylon*** K. Schum, donde el mayor porcentaje de enraizamiento se obtuvo en el área foliar de 50 cm^2 (75% aproximadamente), a las 11 semanas.

Aunque los análisis de varianza para todas las variables no mostraron diferencias significativas entre las longitudes y entre áreas foliares, en la Figura 43 se puede notar que la longitud de 8 cm en general presentó el mejor comportamiento para las áreas foliares probadas y que el mayor porcentaje de enraizamiento se logró con la longitud de 8 cm y el área foliar de 100 cm^2. Las causas probables que provocaron estos resultados fueron el equilibrio de los procesos fotosintéticos y de respiración de la estaca, los cuales produjeron el desarrollo de las raíces preformadas y la formación de nuevas raíces, logrando así un adecuado porcentaje de enraizamiento.

Para el porcentaje de brotación (Figura 44), también la longitud de 8 cm con área foliar de 100 cm^2 mostró los resultados mejores. Posiblemente ésto es consecuencia de una mejor relación entre los procesos fotosintéticos y de respiración de las estacas de 8 cm de longitud y 100 cm^2 de área foliar, impulsando el crecimiento de las yemas preexistentes, provocando que se lograra llegar a niveles óptimos de fotosíntesis y respiración con la brotación.

Para el número de raíces por estaca (Figura 45), las longitudes de 6 y 8 cm con áreas foliares de 25 y 50 cm^2 respectivamente, obtuvieron el mayor número de raíces. Probablemente ésto se debe a una concentración hormonal

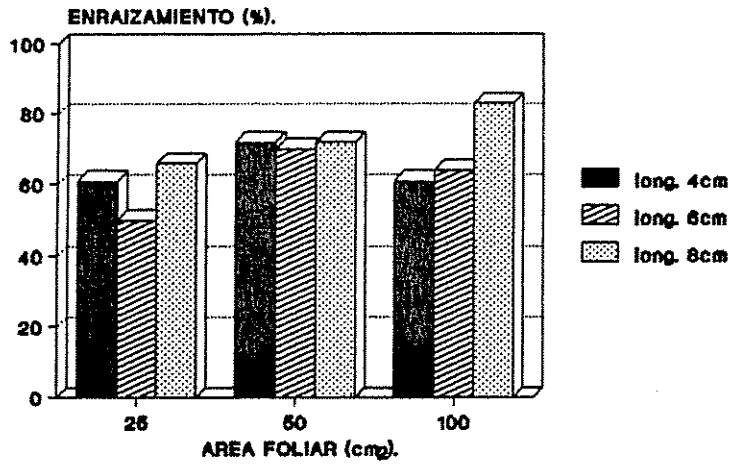

Figura 43. Porcentaje de enraizamiento por área foliar para *G. arborea*.

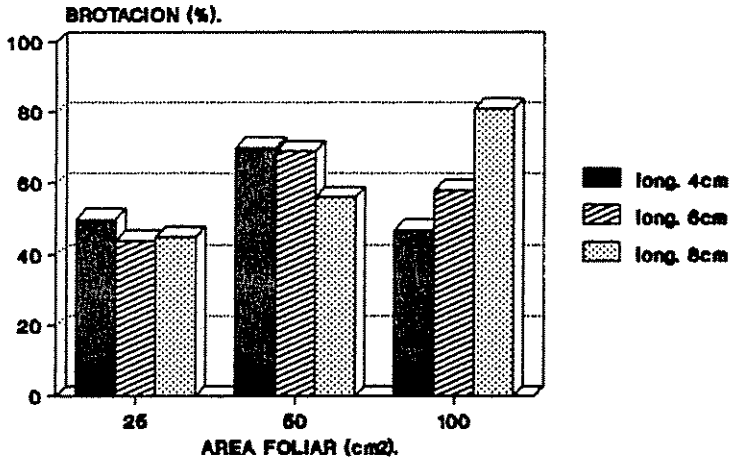

Figura 44. Porcentaje de brotación por área foliar para *G. arborea*.

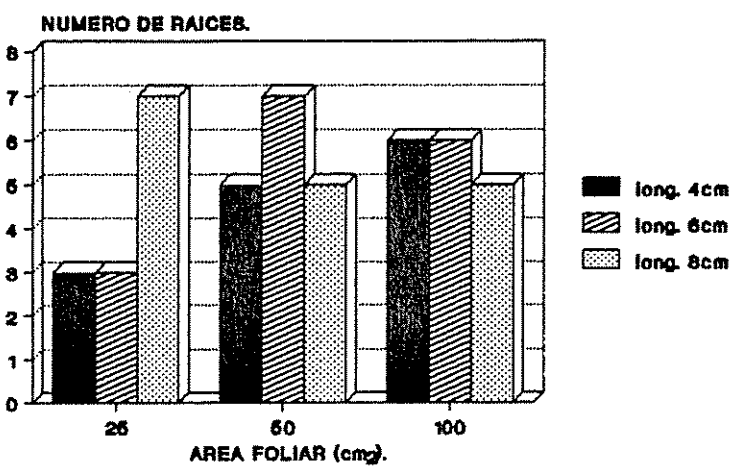

Figura 45. Medias del número de raíces por área foliar para *G. arborea*.

adecuada y un equilibrio entre los procesos fotosintéticos y de respiración de la estaca, provocando la formación y desarrollo de nuevas raíces.

Las regresiones lineales realizadas para el contenido relativo de agua de la hoja y el incremento porcentual del peso seco de la estaca, no mostraron índices de determinación (r^2) mayores a 50%.

Al graficar el contenido relativo de agua de la hoja en el tiempo para las diferentes longitudes (Figura 46), se observa que en las longitudes de 4 y 6 cm en las primeras dos semanas aumentó el contenido de agua en la hoja, disminuyendo a las cuatro y seis semanas; con la longitud de 8 cm la disminución ocurrió hasta la cuarta semana. En la Figura 47 se observa que el contenido relativo de agua de la hoja para las diferentes áreas foliares tendió a disminuir y sólo en el área foliar de 50 cm^2 se obtuvo una ganancia a las seis semanas.

Estos resultados se atribuyen a las condiciones del medio ambiente (humedad relativa, irradiación solar y temperaturas) de la cámara de propagación, las cuales propiciaron que las hojas no perdieran agua en las primeras semanas. La disminución de agua a las seis semanas probablemente fue ocasionada por el aumento de transpiración al contar las estacas con nuevos brotes,

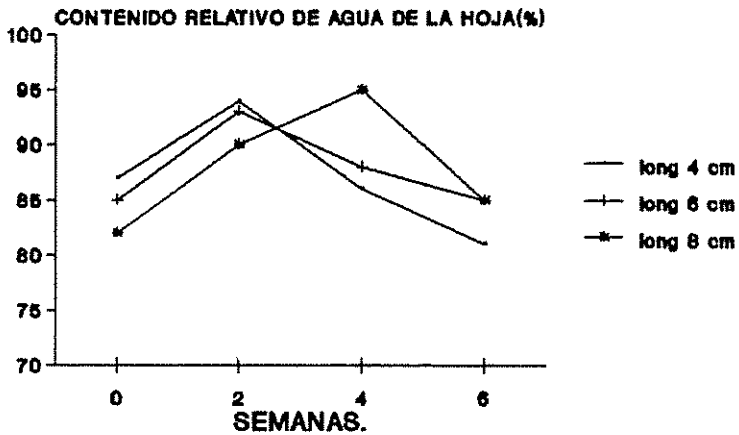

Figura 46. Incrementos porcentuales del contenido relativo de agua de la hoja por semana para *G. arborea*.

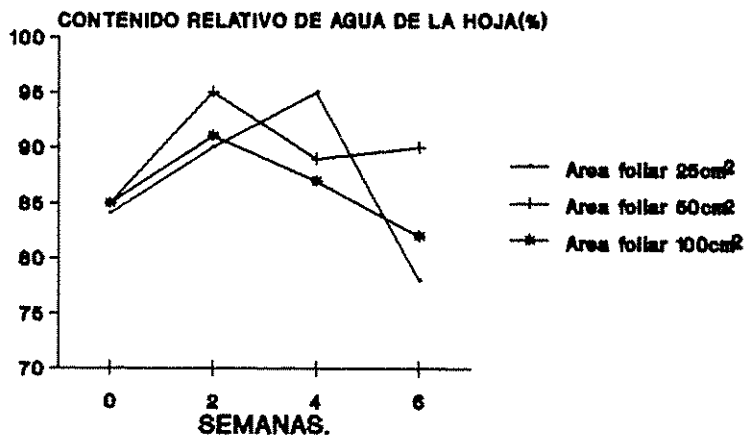

Figura 47. Incrementos porcentuales del contenido relativo de agua de la hoja por semana para *G. arborea*.

provocando una mayor transpiración y por lo tanto una pérdida de agua mayor. Las diferencias presentadas en la longitud de 8 cm y el área foliar de 50 cm^2 se atribuyen a que en ambos casos se lograron los mayores porcentajes de enraizamiento, lo cual permitió que la estaca absorbiera el agua necesaria por las raíces.

La variación porcentual del peso seco en el tiempo para las longitudes de estaca de 4 y 6 cm (Figuras 48 y 49) tendió a disminuir el peso seco total de la estaca y sólo en la longitud de 8 cm (Figura 50) su tendencia fue a aumentar o permanecer constante. En el caso del área foliar (Figuras 51, 52 y 53), el peso seco total de las estacas tendió a disminur en todos los casos.

Es posible que los resultados anteriores se deban a una redistribución de las sustancias de reserva de la estaca como respuesta a los procesos de fotosíntesis y respiración. Esto se reafirma al observar las Figuras 49, 51 y 52, donde el peso seco de la hoja en la sexta semana aumentó y sin embargo el peso seco total disminuyó.

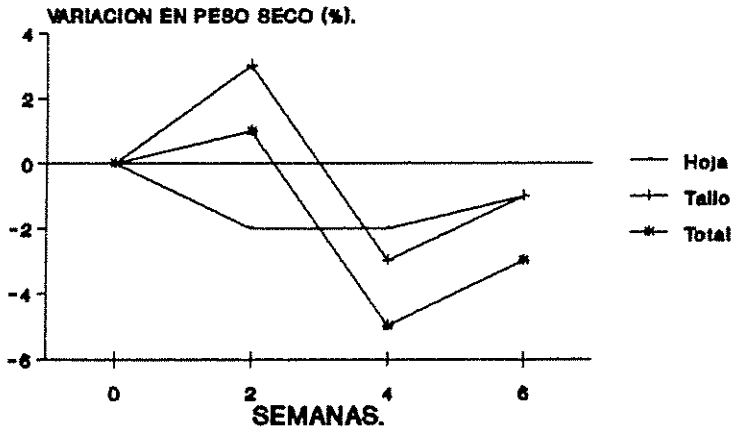

Figura 48. Variación porcentual del peso seco en la longitud de 4cm para *G. arborea.*

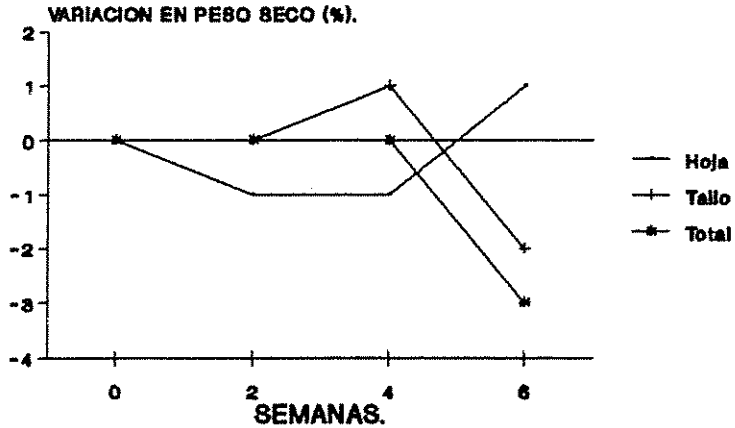

Figura 49. Variación porcentual del peso seco en la longitud de 6 cm para *G. arborea.*

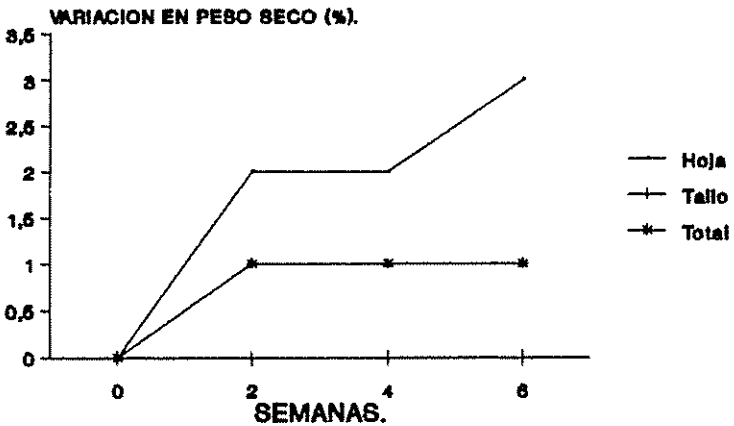

Figura 50. Variación porcentual del peso seco en la longitud de 8 cm para *G. arborea.*

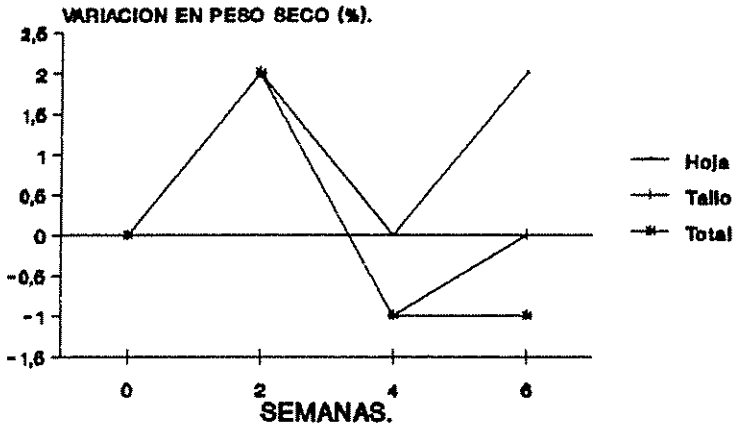

Figura 51. Variación porcentual del peso seco en el área foliar de 25 cm^2 para *G. arborea.*

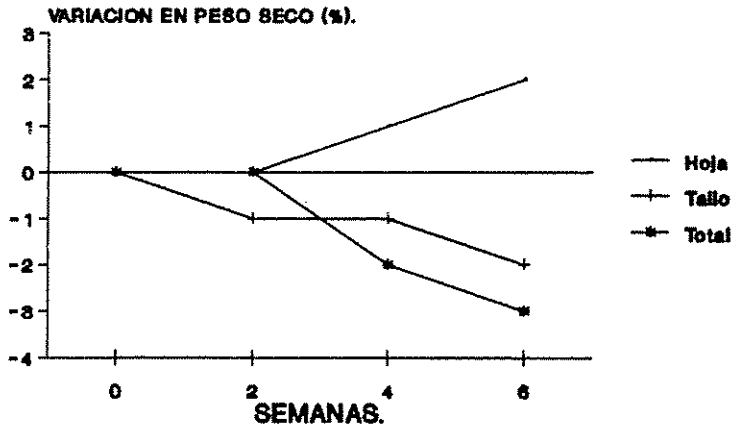

Figura 52. Variación porcentual del peso seco en el área foliar de 50 cm^2 para *G. arborea.*

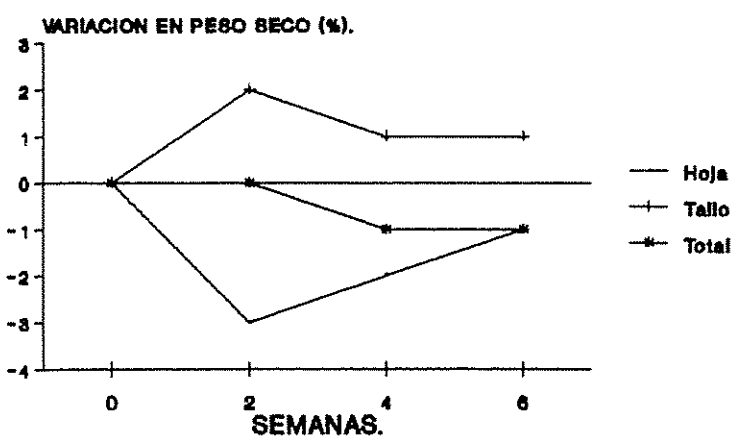

Figura 53. Variación porcentual del peso seco en el área foliar de 100 cm^2 para *G. arborea.*

5. CONCLUSIONES.

Con base a los resultados obtenidos de las pruebas y análisis relizados en el presente estudio, se derivan las siguientes conclusiones:

1. El sustrato que presentó los mejores porcentajes de enraizamiento para ***C. odorata*** (64%) y ***G. arborea*** (57%) fue la arena. Esto se debe a que permite mejores condiciones de aireación, drenaje y proporciona un soporte adecuado en comparación con los otros sustratos probados.

2. La arena fue el sustrato en que se presentó el mayor promedio del número de raíces para ***C. odorata*** (20) y ***G. arborea*** (17).

3. La dosis de AIB que propició el mayor porcentaje de enraizamiento fue la de 0,2%, tanto en ***C. odorata*** (76%) como en ***G. arborea*** (44%).

4. Para el promedio del número de raíces se observó que en ambas especies, existe una relación directamente proporcional con la dosis de AIB, ya que el mayor número de raíces fue para la dosis más alta (1,6%) y el menor número de raíces para el testigo (0%).

5. Los efectos de la aplicación de AIB fueron claramente notorios en ambas especies. Al aumentar la

concentración de hormona en la estaca se propició una mayor formación de raíces, pero al elevar demasiado los niveles de hormona se produjo una intoxicación, lo cual se reflejó en la disminución del porcentaje de enraizamiento en la dosis de 1,6%.

6. Las estacas de ambas especies que lograron sobreponerse a la toxicidad de las dosis de AIB de 0.8% y 1,6% produjeron un aumento en la media del número de raíces.

7. La dosis de AIB que obtuvo el porcentaje de brotación mayor en ambas especies fue la de 0,4%.

8. Los mayores porcentajes de enraizamiento en *C. odorata*, se obtuvieron en la longitud de 6 cm (65%) y para *G. arborea* en la longitud de 8 cm (78%).

9. Para *C. odorata* el mayor promedio del número de raíces se presentó en la longitud de 4 cm (10) y en *G. arborea* lo obtuvo la longitud de 8 cm (6).

10. Las estacas con el área foliar de 100 y 50 cm^2 lograron obtener el mayor porcentaje de enraizamiento en *C. odorata* (60%) y *G. arborea* (71%) respectivamente.

11. En ambas especies, el promedio del número de raíces presentó una relación directamente proporcional con

el área foliar de la estaca, aumentando la media del número de raíces a la par del aumento en el área foliar.

12. Para ninguno de los análisis de varianza realizados en los dos ensayos de ***C. odorata*** y ***G. arborea*** se obtuvieron efectos significativos para las interacciones sustrato-dosis de AIB y longitud-área foliar.

13. La cámara de propagación se considera satisfactoria para la propagación asexual de ***C. odorata*** y ***G. arborea***, ya que las condiciones de humedad relativa del ambiente, irradiación solar y temperatura de la cámara no permitieron la pérdida de agua en las hojas, obteniéndose un enraizamiento aceptable.

14. Las pérdida de peso seco en las estacas de ambas especies se atribuyen a un desequilibrio entre respiración y fotosíntesis (mayor respiración que fotosíntesis).

6. RECOMENDACIONES.

De los resultados y conclusiones obtenidas, así como de experiencias adquiridas en la realización del presente estudio, se desprenden las siguientes recomendaciones:

1. Para la propagación vegetativa de estacas juveniles de ***Cedrela odorata*** se recomienda el uso de arena como sustrato, una dosis de AIB del 0,2% disuelta en metanol, aplicando 10 µl a la base de la estaca con evaporación inmediata del metanol, una longitud de estaca de 6 cm y una área foliar de 100 cm^2.

2. Para la propagación vegetativa de ***Gmelina arborea*** a través del enraizamiento de estacas juveniles se recomienda emplear arena como sustrato, una dosis de 0,2% de AIB disuelta en metanol, aplicando 10 µl a la base de la estaca con evaporación inmediata del metanol, una longitud de estaca de 8 cm y una área foliar de 50 cm^2

3. Se sugiere que en futuros ensayos se monitoreen las condiciones ambientales de la cámara durante toda la duración de los ensayos, con la finalidad de determinar con mayor precisión sus efectos en el proceso de enraizado de las estacas.

4. Se recomienda dar continuidad a los ensayos con estas dos especies, para establecer una metodología que

contemple todos los factores importantes que intervienen en el proceso de enraizado.

5. Se sugiere que en futuros ensayos se prueben los efectos de diferentes niveles de iluminación durante la propagación, diámetro de la estaca, número de nudo y distanciamiento entre las estacas en la cámara de propagación.

6. Una limitante de trabajos similares al presente es la disponibilidad de material de fuentes de buena calidad genética reconocida.

7. BIBLIOGRAFIA.

BACHELARD, E.P.; STOWE, B.B. 1963. Rooting of cuttings of ***Acer rubrum*** L. and ***Eucalyptus camaldulensis*** D. Australian Journal of Biological Sciences (Australia) 16 (2): 751-767.

BAGGIO, A. J. 1982. Establecimiento, manejo y utilización del sistema agroforestal cercos vivos de ***Gliricidia sepium*** (Jacq.) Steud., en Costa Rica. Tesis Mag.Sc. Turrialba, Costa Rica, UCR/CATIE. 91 p.

BEAKBANE, A. B. 1961. Structure of the plant stem in relation to adventitious rooting. Nature (G.B.) 192:954-955.

BRUNE, A.; BRANDI, R.M.; BARROS, N. 1977. Enraizamiento de estacas provenientes de mudas de ***Eucalyptus grandis*** Maiden ex Hook. Revista Ceres (Bra.) 24 (134): 345-352.

BURGESS, I, P. 1974. Vegetative propagation of ***Eucalyptus grandis***. New Zealand Journal of Forestry Science (N.Z.) 4(2):181-184.

CATIE-ROCAP. 1986. Silvicultura de especies promisorias para producción de leña en América Central; resultados de cinco años de investigación. Turrialba, Costa Rica, CATIE. 220 p. (Informe técnico nº 86.)

CONCHA M., M.; MONTALDI, E. R. 1964. Enraizamiento de ***Eucalyptus camaldulensis*** Dehn. IDIA (Arg.) Supl. For. no. 12:65-72.

CUCULIZA, P. J. 1955. Propagación de plantas. Lima, Perú, Talleres Gráficos Villanueva. 280 p.

DAVISON, J. 1974. Reproduction of ***Eucalyptus deglupta*** by cuttings. New Zeland Journal of Forestry Science, (N.Z.) 4(2): 191-203 p.

EASLEY, D. F. 1989. Tendencia en el potencial de enraizamiento de ***Eucalyptus grandis***. Cartón de Colombia. Informe de Investigación nº 126. 5 p.

--------; LAMBETH, C. C. 1989. Potencial de rebrotamiento y enraizado de las procedencias del *Pinus oocarpa* y *Pinus tecunumanii*. Cartón de Colombia. Informe de Investigación nº 125. 9 p.

FADL, M. S.; HARTMANN, H. T. 1967. Isolation, purification and characterization of an endogenous root promoting factor obtained from basal sections of pear hardwood cuttings. Plant Physiology (EE.UU.) 42: 541-549.

FRANCLET, A. 1963. Amelioration des reboisements d'Eucalyptus par multiplication vegetative. In Consultation Mondiale sur la Genetique Forestiere e l'Amelioration des Arbres. Stockholm, 1963. Roma, FAO 63-5/5.

GASPAR, F.; HOFINGER, M. 1988. Auxin metabolism during adventitious roting. In: Adventitious Root Formation in Cuttings. Davis, T. D., Haissig, B. E. and Sankhla, N.B. (eds). B. E. Dioscorides Press, Portland, Oregon. Chaptor 9, p 117-131.

GIORDANO, E. 1961. Vegetative propagation of *Eucalyptus*. Forestry Abstracts (G.B.) 22(1):455.

GUEVARA HUETE, U. 1977. Pruebas de propagación vegetativa en seis especies frutales de interés en Costa Rica. Tesis Ing. Agr. San José, Universidad de Costa Rica, Facultad de Agronomía. 82 p.

HACKETT, W.P. 1970. The influence of auxin, catechol, and methanolic tissue extracts on root initation in aseptical cultured shoot apices of the juvenile and adult forms of *Hedera helix*. Journal of the American Society for Horticultural Sciences (EE.UU.) 95:398-402.

HAISSIG, B. E. 1974. Influences of auxins and auxin synergists on adventitious root primordium initiation and development. New Zealand Journal of Forestry Science (N.Z.) 4(2):311-323.

--------. 1974. Origins of adventitious roots. New Zealand Journal of Forestry Science (N.Z.) 4(2): 299-310.

HARTMANN, H. T.; KESTER, D. 1972. Propagación de plantas: principios y prácticas. Trad. por Marino Ambrosio A. La Habana, Instituto Cubano del Libro. 693 p.

HARTNEY, V. J. 1980. Vegetative propagation of the *Eucalyptus*. Australian Forest Research (Australia) 10(3): 191-211.

HESS, C. E. 1962. A physiological analysis of root initiation in easy and difficult to root cuttings. In: International Horticultural Congress (16 1962 Brussels, Belgium). Proceedings. Gembloux, Belgique, Editions J. Duculot. p. 375-381.

HOLDRIDGE, L. R.; POVEDA A., L. J. 1975. Arboles de Costa Rica. Vol.1. San José, Costa Rica, Centro Cientifico Tropical. 546 p.

IVASHCHENKO, A. I. 1940. Propagation of ***Eucalyptus*** by cuttings. Forestry Abstracts (G.B.) 1:252.

LIBBY W. J.; RAUTER R. M. 1984. Advantages of clonal forestry In: Scientific and technical articles. Forestry Chronicle. pp. 145-149.

LEAKEY, R. R. B. 1983. Stockplant factors affecting root initiation in cuttings of ***Triplochiton scleroxylon*** K. Schum., an indigenous hardwood of West Africa. Journal of Horticultural Science (G.B.) 58 (2): 277-290.

--------; CHAPMAN, V. R. ; LONGMAN, K. A. 1982 Physiological studies for tropical tree improvement and conservation: factors affecting root initiation in cuttings of ***Triplochiton secleroxylon*** K. Schum. Forest Ecology and Management (Holanda) 4: 53-66.

--------; COUTTS, M. P. 1989. The dynamics of rooting in ***Triplochiton scleroxylon*** cuttings: their relation to leaf area, node position, dry weight accumulation, leaf water potential and carbohydrate composition. Tree Physiology (Can.) 5: 135-146.

-------- *et al.* 1990. Low-technology techniques for the vegetative propagation of tropical trees. Commonwealth Forestry Review (G.B.) 69(3):247-257.

MARTIN, B.; QUILLET, G. 1974. Bouturage des arbres forestiers au Congo. Bois et Forest des Tropiques (Francia) 156:39-61.

MELCHIOR, G. H. 1972. La propagación vegetativa de *Bombacopsis quinata* (Jacq.) Dugand (Saqui-Saqui) por estacas de epicótilos. Instituto Forestal Latino-Americano de Investigación y Capacitación, Mérida, Ven. Boletín No. 39-40. pp. 53-61.

-------- y QUIJADA, R. 1972. Results of nine year trials on vegetative propagation of *Bombacopsis quinata* (Jacq.) Dugand by branch sets. Silvae Genetica (Alemania) 21(5):164-165.

-------- *et al.* 1974. Propagación agámica de saqui-saqui (*Bombacopsis quinata* Jacg. Dugand) por injerto. Revista Forestal Venezolana (Ven.) 14(21):57-64.

MOMOSE, Y. 1978. Vegetative propagation of Malaysian trees. Malaysian Forester (Malasia) 41(3)219-223.

NIENSTAEDT, H. 1958. Vegetative propagation in forest genetics, research and practice. Journal of Forestry (EE.UU.) 56(11):826-829.

OGASAWARA, K. 1957. Studies on cuttings of forest trees. 1. The relationship between the rooting behaviour and the region of the tree from which cuttings were collected. Journal Japanes Forest Society (Japón) 28(8):297-300. (Compendiado en Forestry Abstracts 18(4):483. 1957).

OOSTING, H.J. 1951. Ecología vegetal. Trad. del inglés por José García Vicente. Madrid, Aguilar. 436 p.

PARRY, M. S. 1976. Métodos de plantación de bosques en el Africa Tropical. FAO. Cuaderno de Fomento Forestal nº 8. 334 p.

PATON, D. M. *et al.* 1970. Rooting of stem cuttings of *Eucalyptus*: a rooting inhibitor in adult tissue. Australian Journal of Botany (Australia) 18(2):175-183.

PENNINGTON, T. D. y SARUKHAN, J. 1968. Manual para identificación de campo de los principales árboles tropicales de México. México, INIF-FAO. 413 p.

PHILLIPS, I. D. J. 1975 Apical dominance. Ann. Rev. Plant Physiol. 26: 341-367.

POGGIANI, F.; SUITER FILHO, W. 1976. Importance of intermittent misting and the effect of hormone treatment on rooting of ***Eucalyptus*** cutting. Forestry Abstracts, (G.B.) 37 (1): 259.

PRIESTLEY, J.H.; SWINGLE, F. 1929. Vegetative propagation form the standpoint of plant anatomy. U.S. Department of Agriculture. Technical Bulletin nº. 151. 98 p.

PRIMO Y. E.; CUÑAT B. P. 1968. Herbicidas y fitorreguladores. 2 ed. Madrid, Aguilar. 300 p.

PRYOR, L.D.; WILLING, R.R. 1964. The vegetative propagation of ***Eucalyptus***: an account of progress. Australian Forestry (Australia) 27(1):52-62. (Compendio de Forestry Abstracts (G.B.) 25 (2):2119).

REUVENI, O.; FANGER-VEXELER, L.; HETH, D. 1990. The effect of rooting enviroment, kind and source of cuttings on rooting of ***Eucalyptus camaldulensis*** Dehn. cuttings. Commonwealth Forestry Review (G.B.) 69(2):181-189.

RICHMOND, A. 1984. Estudio de cuatro métodos de propagación de cinco especies forestales. Tesis, Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica, UCR/CATIE. 82 p.

SACHS, R. M.; LORETI, F.; DEBIE, J. 1964. Plant rooting studies indicate sclerenchyma tissue is not a restricting factor. California Agriculture (EE.UU.) 18(9):4-5.

VARGAS BRENES, R. G. 1982. Estudio sobre el enraizado de ***Eucalyptus deglupta*** Blume. Tesis Mag. Sc. Turrialba. Costa Rica, UCR/CATIE. 60 p.

VASTEY, J. DE. 1962. Estudios sobre propagación de especies forestales por estacas. Tesis Mag. Agr. Turrialba, Costa Rica, IICA. 67 p.

VEKHOV, N. K. 1941. Vegetative propagation of trees and shrubs by means of summer cuttings. Bull. Appl. Bot. and Plant Breeding. Suppl. 61:1-247. (Compendiado en: Forestry Abstracts (G.B.) 3(1):2. 1941).

WEAVER, R. J. 1976. Reguladores de crecimiento de las plantas en la agricultura. Trad. por A. Contin. México, D. F., Continental. 810 p.

WRIGHT, J. W. 1964. Mejoramiento genético de los árboles forestales. FAO. Estudios de Silvicultura y Productos Forestales no. 16. 436 p.

ZANONI MENDIBURU, C. A. 1975. Propagación vegetativa por estacas de ocho especies forestales. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica, UCR/CATIE. 100 p.