

CENTRO AGRONOMICO TROPICAL DE INVESTIGACION Y ENSEÑANZA
PROGRAMA DE ENSEÑANZA PARA EL DESARROLLO Y LA CONSERVACION
ESCUELA DE POSTGRADO

20 ENE 1997

PROPAGACION VEGETATIVA DEL CRISTOBAL
(*Platymiscium pinnatum*, BENTH); PILON (*Hyeronima alchorneoides*,
ALLEMO) Y SURA (*Terminalia oblonga*, RUIZ & PAVON) MEDIANTE
EL ENRAIZAMIENTO DE ESTACAS JUVENILES

POR

YOLANDA NUÑEZ BLANCO



CENTRO AGRONÓMICO TROPICAL DE INVESTIGACIÓN Y ENSEÑANZA
SUBDIRECCIÓN GENERAL ADJUNTA DE ENSEÑANZA
PROGRAMA DE POSTGRADO

20 ENE 1998

RECIBIDO

Turrialba, Costa Rica

PROPAGACION VEGETATIVA DEL CRISTOBAL
(Platymiscium pinnatum, BENTH); PILON (Hyeronima alchorneoides,
ALLEMO) Y SURA (Terminalia oblonga, RUIZ & PAVON) MEDIANTE
EL ENRAIZAMIENTO DE ESTACAS JUVENILES

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

✓
YOLANDA NUÑEZ BLANCO

Turrialba, Costa Rica,
1997

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

MAGISTER SCIENTIAE

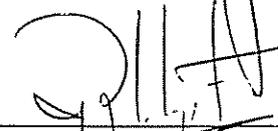
FIRMANTES:



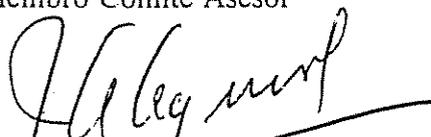
Francisco Mesén
Profesor Consejero



Luis F. Jara
Miembro Comité Asesor



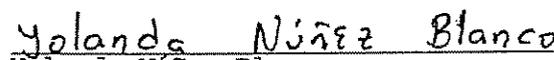
Rodolfo Balazar
Miembro Comité Asesor



Juan A. Aguirre
Jefe, Area de Postgrado



Markku Kanninen
Director, Programa de Enseñanza



Yolanda Núñez Blanco
Candidato

DEDICATORIAS

A mis padres:

Rolando y Emilia

Por apoyarme siempre en mi
superación personal.

A mi novio:

Carlos

Por el gran amor, ayuda
desinteresada y paciencia
brindada durante estos dos
años de estudio.

A mis hermanos:

Angela, Ana, Jorge y Javier

Por su apoyo e interés.

A mi abuelita:

Rosarito

Que desde el cielo vela por mí.

AGRADECIMIENTOS

Deseo expresar mi profundo agradecimiento a las siguientes personas e instituciones:

A José Francisco Mesén, Ph. D. profesor consejero, por sus oportunos consejos, enseñanza, confianza, acertada orientación durante estos dos años de estudios en el CATIE, así como por el tiempo y gran dedicación brindada en la revisión del presente trabajo.

A Rodolfo Salazar, Ph.D. miembro del Comité Asesor, por su apoyo, valiosos consejos y tiempo dedicado en la revisión del presente trabajo.

A Luis Jara, M.Sc. miembro del Comité Asesor por sus consejos, estímulo y tiempo dedicado en la revisión del presente trabajo.

Al Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE) y al Proyecto de Semillas Forestales (PROSEFOR) por haberme brindado la oportunidad de realizar los estudios de Maestría en tan prestigiosa institución y contribuir con mi desarrollo y formación profesional.

Al personal del Proyecto de Mejoramiento Forestal muy en especial a José Masis y Luis Sánchez por la valiosa colaboración y vasta experiencia en el establecimiento y cuidado de los ensayos realizados en esta tesis.

Al personal del Banco de Semillas Forestales en especial a Amable Rodríguez, Don Alexis Ramírez y Alfonso por la ayuda brindada a lo largo de estos dos años de estudio.

Al biometrista Johnny Pérez por su valiosa colaboración en el análisis estadístico de los experimentos de esta tesis.

TABLA DE CONTENIDO

	PAGINA
DEDICATORIAS	i
AGRADECIMIENTOS	ii
RESUMEN	vii
SUMMARY	ix
INDICE DE CUADROS	xi
INDICE DE FIGURAS	xiv
INTRODUCCION	1
OBJETIVOS DE LA INVESTIGACION	3
GENERAL	3
ESPECIFICOS	3
HIPOTESIS	3
REVISION DE LITERATURA	4
UTILIZACION DE LA PROPAGACION VEGETATIVA EN EL MEJORAMIENTO GENETICO FORESTAL	4
Silvicultura clonal	4
Ventajas del uso de la propagación vegetativa	5
<i>Importancia de la propagación vegetativa en especies heterocigotas</i>	6
Desventajas de la propagación vegetativa	7
LA PROPAGACION VEGETATIVA MEDIANTE EL USO DE ESTACAS	9
Origen anatómico de las raíces adventicias.	10
Fisiología del enraizamiento	11
Factores involucrados con el enraizamiento de estacas	12
<i>Factores endógenos</i>	13
<i>Estado de maduración de la planta madre</i>	13

	PAGINA
<i>Capacidad de enraizamiento según el origen de las estacas en el orteto</i>	14
<i>Tamaño de la estaca</i>	16
<i>Efectos de las auxinas</i>	17
<i>Efecto de las hojas</i>	19
<i>Efecto de los carbohidratos</i>	20
<i>Efecto de la fotosíntesis</i>	22
<i>Conductividad estomática</i>	23
<i>Factores exógenos</i>	24
<i>Medio de enraizamiento</i>	24
<i>Efecto de la Humedad</i>	25
<i>Efecto de la luz</i>	26
<i>Efecto de la temperatura</i>	28
Sistemas de propagación	29
ESPECIES A UTILIZAR EXPERIMENTALMENTE	30
<i>Hyeronima alchorneoides</i> (ALLEMAO)	30
<i>Platymiscium pinnatum</i> (BENTH)	31
<i>Terminalia oblonga</i> (RUIZ & PAVON)	32
MATERIALES Y METODOS	33
UBICACION DEL EXPERIMENTO	33
DESCRIPCION	33
Experimento 1. Efecto de tres tipos de sustratos y seis dosis de AIB sobre la capacidad de enraizamiento de estacas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> , <i>Platymiscium pinnatum</i> y <i>Terminalia oblonga</i> .	35
Experimento 2. Efecto del uso de tres niveles de luz y tres niveles de área foliar sobre la capacidad de enraizamiento de estacas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> y <i>Platymiscium pinnatum</i> .	36
Instrumental utilizado	36
DISEÑO EXPERIMENTAL	38
Experimento 1 (Efecto de tres tipos de sustratos y seis dosis de AIB sobre la respuesta de enraizamiento de estacas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> , <i>Platymiscium pinnatum</i> y <i>Terminalia oblonga</i>).	38

	PAGINA
Experimento 2 (Efecto del uso de tres niveles de luz y tres niveles de área foliar sobre la capacidad de enraizamiento de estacas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> y <i>Platymiscium pinnatum</i>).	39
PROCEDIMIENTOS ANALITICOS	40
Variables de respuesta	40
a. Número de raíces, porcentaje de enraizamiento, de estacas defoliadas y de mortalidad	41
b. Coeficiente neto fotosintético (P_n) y conductancia estomática (g_s)	41
c. Contenido relativo de agua (CRA) foliar	41
Pruebas de validez de los modelos lineales	42
RESULTADOS	43
Experimento 1 (Efecto de tres tipos de sustratos y seis dosis de ácido indol-3-butírico sobre la respuesta de enraizamiento en estacas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> , <i>Platymiscium pinnatum</i> y <i>Terminalia oblonga</i>).	43
Condiciones ambientales dentro de las cámaras de propagación	43
Resultados por especie	44
<i>Platymiscium pinnatum</i>	44
<i>Hyeronima alchorneoides</i>	53
<i>Terminalia oblonga</i>	64
DISCUSION	73
Experimento 1 (Efecto de tres tipos de sustratos y seis dosis de ácido indol-3-butírico sobre la respuesta de enraizamiento en estacas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> , <i>Platymiscium pinnatum</i> y <i>Terminalia oblonga</i>).	73
RESULTADOS	83
Experimento 2 (Efecto de tres niveles de luz y tres áreas foliares sobre la capacidad de enraizamiento en estacas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> y <i>Platymiscium pinnatum</i>).	83
Condiciones ambientales dentro de la cámara de propagación	83
Resultados por especie	84
<i>Platymiscium pinnatum</i>	84
<i>Hyeronima alchorneoides</i>	102

	PAGINA
DISCUSION	116
Experimento 2 (Efecto de tres niveles de luz y tres áreas foliares sobre la capacidad de enraizamiento en estacas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> y <i>Platymiscium pinnatum</i>).	116
CONCLUSIONES	126
RECOMENDACIONES	133
REFERENCIAS	136
ANEXOS	146

NUÑEZ, B. Y. 1997. Propagación vegetativa del Cristóbal (*Platymiscium pinnatum*, BENTH), Pilón (*Hyeronima alchorneoides*, ALLEMO) y Surá (*Terminalia oblonga*, RUIZ & PAVON), mediante el enraizamiento de estacas juveniles. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica, CATIE.

Palabras claves: *Hyeronima alchorneoides*, *Terminalia oblonga*, *Platymiscium pinnatum*, estacas juveniles, propagación vegetativa, propagadores de sub-irrigación, medios de enraizamiento, auxina, ácido indol-3-butírico (AIB), radiación solar, sarán, área foliar, estacas defoliadas, enraizamiento, contenido relativo de agua (CRA) foliar, coeficiente neto fotosintético (P_n), conductividad estomática (g_s), macropropagación.

RESUMEN

El objetivo general del presente estudio fue determinar las condiciones óptimas para la iniciación del enraizamiento en estacas juveniles de: *Terminalia oblonga*, *Hieronyma alchorneoides* y *Platymiscium pinnatum* mediante el uso de propagadores de sub-irrigación. Se realizaron dos experimentos en el vivero del CATIE, Turrialba, Costa Rica. En el primer se probaron seis concentraciones de la auxina ácido-3-indolbutírico (0.0%, 0.1%, 0.2%, 0.4; 0.8% y 1.6%) y tres medios de enraizamiento: arena, aserrín y grava. Tuvo una duración de siete semanas en *T. oblonga* y de nueve semanas en *H. alchorneoides* y *P. pinnatum*. Los propagadores se colocaron bajo una capa de sarán (radiación solar de $42 \mu\text{molm}^{-2}\text{seg}^{-1}$). El segundo experimento se realizó para las especies *H. alchorneoides* y *P. pinnatum*, con una duración de cinco y seis semanas, respectivamente; para cada una de las especies se utilizó el mejor medio de enraizamiento y la mejor concentración de auxina resultante del primer experimento. En el segundo experimento se probaron tres niveles de luz: luz directa (radiación solar promedio de $300.99 \mu\text{molm}^{-2}\text{seg}^{-1}$), luz bajo una capa de sarán ($156.37 \mu\text{molm}^{-2}\text{seg}^{-1}$) y luz bajo dos capas de sarán ($81.38 \mu\text{molm}^{-2}\text{seg}^{-1}$), así como tres áreas foliares las cuales variaron según la especie. Para *H. alchorneoides* las áreas foliares fueron de 15cm^2 , 25cm^2 y 50cm^2 , y para *P. pinnatum* las áreas foliares fueron de 15cm^2 , 30cm^2 y 60cm^2 . Las condiciones ambientales dentro de los propagadores fueron monitoreadas en ambos experimentos.

Para ambos experimentos, los efectos de los tratamientos fueron analizados usando las siguientes variables: porcentaje de enraizamiento, de mortalidad, de estacas defoliadas y el número de raíces producidas por estaca. Se determinó a su vez en ambos experimentos, el contenido relativo de agua (CRA) foliar en estacas sin enraizar y enraizadas de *H. alchorneoides* y *P. pinnatum*, así como el coeficiente neto fotosintético (P_n) y la conductividad estomática (g_s) en estacas sin enraizar y enraizadas de *P. pinnatum* para el segundo experimento.

Los resultados del primer experimento indican que los mejores medios de enraizamiento para *P. pinnatum* fueron: arena con porcentajes de enraizamiento superiores al 75%, 4.5 raíces/estaca y 1.1% de estacas defoliadas, así como la grava, con porcentaje de enraizamiento de 71%, 5 raíces/estaca, y 0% de estacas defoliadas. Para *H. alchorneoides* fue la arena con 29% de enraizamiento, 4 raíces/estaca y 30% de estacas defoliadas. Para *T. oblonga* fue la arena con 32.5% de estacas enraizadas, 42% de estacas defoliadas y de 1 a 3

raíces/estaca. En estacas de *P. pinnatum* en arena, la concentración de 0.4% de AIB fue efectiva, presentando un 80% de estacas enraizadas, 5.3 raíces/estaca y 0% estacas defoliadas. Bajo grava, la dosis de 0.2% fue efectiva, con 82% de enraizamiento, 3.9 raíces/estaca y 0% de estacas defoliadas. Con *H. alchorneoides*, la mejor dosis de AIB en arena fue la de 1.6% con 32.6% de enraizamiento, 4.8 raíces/estaca y 32.6% de estacas defoliadas. Para *T. oblonga* la dosis mejor en arena fue la de 0.8% con 45% de enraizamiento, 2.3 raíces/estaca y 25% estacas defoliadas.

En el segundo experimento el medio de enraizamiento utilizado para ambas especies fue la arena así como las concentraciones de 0.4% y 1.6% de AIB para las estacas de *P. pinnatum* y *H. alchorneoides*, respectivamente. Los datos indican que el mejor nivel de luz utilizado fue bajo una capa de sarán ($156.37 \mu\text{molm}^{-2}\text{seg}^{-1}$) para las estacas de *P. pinnatum* establecidas en arena, presentándose un 92% de estacas enraizadas, 1% de estacas defoliadas y 9.6 raíces/estaca. En estacas de *H. alchorneoides* en arena, tanto el uso de una como dos capas de sarán fue efectivo. Bajo una capa de sarán se obtuvo un 95.5% de enraizamiento, 16.3 raíces/estaca y 0% de estacas defoliadas. Bajo dos capas de sarán las estacas presentaron un 96.7% de enraizamiento, 17.8 raíces/estaca, y 2% de estacas defoliadas. En cuanto al área foliar para las estacas de *P. pinnatum* el área de 60 cm^2 bajo una capa de sarán resultó la más efectiva con 96.6% de enraizamiento, 9.5 raíces/estaca y 3.5% de estacas defoliadas. Para las estacas de *H. alchorneoides*, con el uso de una capa de sarán y el área foliar de 25 cm^2 , se obtuvo un 100% de enraizamiento, 16.7 raíces/estaca y 0% de estacas defoliadas; bajo dos capas de sarán el área foliar de 50 cm^2 fue la mejor con 100% de enraizamiento, 28.3 raíces/estaca y 0% de estacas defoliadas.

En estacas de *H. alchorneoides* se obtuvo un aumento en la producción de raíces por estaca conforme se incrementó el área foliar al utilizar una y dos capas de sarán (radiación solar promedio de $156.37 \mu\text{molm}^{-2}\text{seg}^{-1}$ y $300.99 \mu\text{molm}^{-2}\text{seg}^{-1}$, respectivamente).

El CRA foliar presente en el primer experimento en estacas de *P. pinnatum* y *H. alchorneoides* fue superior al 78% en todos los medios de enraizamiento; a pesar de ello el sustrato aserrín presentó los menores porcentajes de enraizamiento (34%) y mayor mortalidad (40%), lo cual puede atribuirse a la falta de oxígeno en dicho sustrato. En el segundo experimento, con estacas de *H. alchorneoides* el CRA foliar inicial más bajo se obtuvo bajo luz directa (64%) mientras que con una y dos capas de sarán el CRA fue de 80%. Para estacas de *P. pinnatum* se obtuvieron valores mayores al 78% en todos los niveles de luz.

Las estacas de *P. pinnatum* presentaron rangos fotosintéticos (P_n) de 0.823-2.30 $\mu\text{molCO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ seg}^{-1}$, con los menores valores para estacas bajo luz directa y con las áreas foliares mayores. El menor valor de g_s en estacas enraizadas de *P. pinnatum* se obtuvo bajo luz directa ($18 \text{ mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$) mientras que con una y dos capas de sarán los valores fueron de 83 $\text{mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ y 114 $\text{mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, respectivamente.

La cámara de propagación se considera satisfactoria para la macropropagación de estacas juveniles de las tres especies.

NUÑEZ, B. Y. 1997. Vegetative propagation of Cristóbal (*Platymiscium pinnatum*, BENTH), Pilon (*Hieronima alchorneoides*, ALLEMO) and Surá (*Terminalia oblonga*, RUIZ & PAVON) by means of rooting juvenile stem cuttings. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica, CATIE

Key words: *Hieronima alchorneoides*, *Terminalia oblonga*, *Platymiscium pinnatum*, juvenile cuttings, non-mist propagator, rooting media, auxin, Indole-3-butyric acid (IBA), solar radiation, black plastic netting, leaf area, defoliated cuttings, rooting, foliar relative water content (RWC), net photosynthetic rate (P_n), stomatal conductance (g_s), macropropagation.

SUMMARY

The main objective of this study was to determine the best conditions, using non-mist propagators, to initiate rooting in juvenile cuttings of *Terminalia oblonga*, *Hieronima alchorneoides*, and *Platymiscium pinnatum*. Two experiments were carried out at CATIE's nursery, Turrialba, Costa Rica. In the first one, six auxin concentrations of IBA (Indole-3-butyric acid) were used (0.0%, 0.1%, 0.2%, 0.4%, 0.8%, and 1.6%) and three rooting media: sand, gravel, and sawdust. The experiment was done during seven and nine weeks. The propagators were set under one layer of black plastic netting ($42 \mu\text{mol.m}^{-2}\text{.seg}^{-1}$ of solar radiation). Both *Hieronima alchorneoides* and *Platymiscium pinnatum* species were used in the second experiment, during five and six weeks, respectively. The best IBA concentration and the highest performing rooting media obtained during the first experiment, were used for both species. In the second experiment, three regimes of solar radiation were employed: direct exposition ($301 \mu\text{mol.m}^{-2}\text{.seg}^{-1}$ of solar radiation), one black plastic netting layer ($156 \mu\text{mol.m}^{-2}\text{.seg}^{-1}$), and two layers ($81 \mu\text{mol.m}^{-2}\text{.seg}^{-1}$) along three foliar areas, were employed in the second experiment. Leaf area was set according the species, i.e., 15, 25, and 50 cm^2 for *H. alchorneoides*; as well as 15, 30, and 60 cm^2 for *P. pinnatum*. Propagator microclimate was monitored during the first and second experimental periods.

Treatment effects for both experiments were analyzed using the following response variables: rooting percentage, mortality cutting percentage, defoliated cutting percentage, and number of roots per rooted cutting. Foliar relative water content (RWC) was measured for rooted and non-rooted cuttings of *H. alchorneoides* and *P. pinnatum* in both experiments; as well as net photosynthetic rate (P_n) and stomatal conductance (g_n), were measured for rooted and non-rooted cuttings of *P. pinnatum*, during the second experiment.

Results of the first experiment indicated that the best rooting media for *P. pinnatum* were: sand with rooting percentages above 75%, 4.5 roots per rooted cutting, and 1.1% of defoliated cuttings, as well as gravel, with rooting percentages of 71%, 5.0 roots per rooted cutting, and 0% of defoliated cuttings. In *H. alchorneoides*, the best rooting medium was the sand with 29% of rooting percentage, 4 roots per rooted cutting, and 30% of defoliated cuttings. In *T. oblonga* cuttings, sand presented the highest values, i.e. 32.5% rooting percentage, 1 to 3 roots per rooted cutting, and 42% of defoliated cuttings. *P. pinnatum* cuttings in sand, responded effectively for 0.4% of IBA concentration, showing 80% of rooting percentage, 5.3 roots per rooted cutting, and 0% of defoliated cuttings. IBA concentration of 0.2% in gravel was effective, with 82% of rooting percentage, 3.9 roots per rooted cutting, and 0% of defoliated

cuttings. Using *H. alchorneoides* cuttings, the best AIB concentration in sand was 1.6% with 32.6% rooting percentage, 4.8 roots per rooted cutting, and 32.6% of defoliated cuttings. *T. oblonga* best IBA concentration was 0.8% in sand, with 45% of rooting percentage, 2.3 roots per rooted cutting, and 25% of defoliated cuttings.

At the second experiment, sand was used as the rooting media for both species, as well as IBA concentrations of 0.4% and 1.6% for *P. pinnatum* and *H. alchorneoides* cuttings, respectively. Data revealed that the best solar radiation regime used, was one layer of black plastic netting ($156 \mu\text{mol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{seg}^{-1}$) for *P. pinnatum* cuttings planted in sand, with 92% of rooting percentage, 9.6 roots per rooted cutting, and 1% of defoliated cuttings. In cuttings of *H. alchorneoides* planted in sand, either one or two black plastic netting layers was effective. Under one layer, it was obtained 95.5% of rooting percentage, 16.3 roots per rooted cutting, and 0% of defoliated cuttings, whereas using two black plastic netting layers, cuttings showed 96.7% of rooting percentage, 17.8 roots per rooted cutting, and 2% of defoliated cuttings. In terms of leaf area treatments, *P. pinnatum* cuttings presented the best performance with 60 cm^2 under one black plastic netting layer, with 96.6% of rooting percentage, 9.5 roots per rooted cutting, and 3.5% of defoliated cuttings. For *H. alchorneoides* cuttings, using one black plastic netting layer and a leaf area of 25 cm^2 allowed to obtain 100% of rooting percentage, 16.7 roots per rooted cutting, and 0% of defoliated cuttings; under two layers of black plastic netting, the best leaf area treatment was 50 cm^2 , with 100% of rooting percentage, 28.3 roots per rooted cutting, and 0% of defoliated cuttings.

In *H. alchorneoides* cuttings, using either one or two black plastic netting layers ($156.4 \mu\text{mol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{seg}^{-1}$ and $301.0 \mu\text{mol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{seg}^{-1}$, as overall solar radiation regimes, respectively) a raise of roots per rooted cutting was observed as the foliar area was also increased.

At the first experiment, *P. pinnatum* and *H. alchorneoides* foliar RWC was above 78% in all media rootings; however, sawdust medium showed less rooting percentage (34%) and higher mortality percentage (40%); results which could be explained due to lacking of oxygen availability. At the second experiment, the smallest foliar RWC was obtained with *H. alchorneoides* cuttings under the solar radiation regime of direct exposition (64%), whereas under either one or two black plastic netting layers, RWC was 80%. For *P. pinnatum* cuttings RWC's above 78% were recorded in all solar radiation regime treatments.

P. pinnatum cuttings showed P_n values between 0.823 and $2.30 \mu\text{mol} \cdot \text{CO}_2 \cdot \text{m}^{-2}$. Lower values came from direct exposition of solar radiation regime and greater leaf area treatments. The less g_n of *P. pinnatum* rooted cuttings was obtained under direct exposition of solar radiation ($18 \text{ mmol} \cdot \text{H}_2\text{O} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$) while under either one or two black plastic netting layers, g_n values were 83 and $114 \text{ mmol} \cdot \text{H}_2\text{O} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$, respectively.

The non-mist propagator was consider acceptable for macropropagation of juvenile cuttings for the three species.

INDICE DE CUADROS

CUADRO	PAGINA
1 Experimento 1. Condiciones ambientales promedio dentro de las cámaras de propagación durante el desarrollo del experimento 1, Turrialba, Costa Rica.	43
2 Experimento 1. Análisis de varianza para porcentaje de enraizamiento, de mortalidad, de estacas con caída foliar y número promedio de raíces por estaca, para <i>Platymiscium pinnatum</i> a las nueve semanas de edad, Turrialba, Costa Rica.	46
3 Experimento 1. Prueba de rango múltiple (Tukey) de sustratos, para el porcentaje de enraizamiento, número de raíces por estaca, porcentaje de mortalidad y de estacas con caída foliar en <i>Platymiscium pinnatum</i> para la novena semana de evaluación, Turrialba, Costa Rica.	47
4 Experimento 1. Análisis de varianza para el contenido relativo de agua (CRA) foliar en estacas no enraizadas de <i>Platymiscium pinnatum</i> en la segunda semana, Turrialba, Costa Rica.	52
5 Experimento 1. Análisis de varianza para el contenido relativo de agua (CRA) foliar en estacas enraizadas de <i>Platymiscium pinnatum</i> a las nueve semanas de edad, Turrialba, Costa Rica.	52
6 Experimento 1. Análisis de varianza para el promedio de estacas enraizadas, de mortalidad, de estacas con caída foliar, y número promedio de raíces por estaca, en <i>Hyeronima alchorneoides</i> a las nueve semanas de edad.	53
7 Experimento 1. Prueba de rango múltiple (Tukey) de sustratos, para el porcentaje de enraizamiento y número de raíces por estaca en estacas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> en la novena semana de evaluación, Turrialba, Costa Rica.	54
8 Experimento 1. Análisis de varianza para el contenido relativo de agua (CRA) foliar en estacas no enraizadas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> en la segunda semana, Turrialba, Costa Rica.	61

CUADRO	PAGINA
9 Experimento 1. Análisis de varianza para el contenido relativo de agua (CRA) foliar en estacas enraizadas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> en los sustratos arena y grava, para la novena semana, Turrialba, Costa Rica.	62
10 Experimento 1. Análisis de varianza para el promedio de estacas enraizadas, de mortalidad, de estacas con caída foliar, y el número de raíces por estaca, en <i>Terminalia oblonga</i> para la VII semana de edad, Turrialba, Costa Rica.	64
11 Experimento 2. Condiciones ambientales en las cámaras de propagación con una capa de sarán, dos capas y luz directa, Turrialba, Costa Rica.	83
12 Experimento 2. Análisis de varianza para el promedio de estacas enraizadas, de mortalidad, de estacas con caída foliar y número promedio de raíces por estaca, para <i>Platymiscium pinnatum</i> en la VI semana de edad, Turrialba, Costa Rica.	84
13 Experimento 2. Análisis de varianza para el contenido relativo de agua (CRA) foliar en estacas no enraizadas de <i>Platymiscium pinnatum</i> en la II semana, Turrialba, Costa Rica.	93
14 Experimento 2. Análisis de varianza para el contenido relativo de agua (CRA) foliar en estacas enraizadas de <i>Platymiscium pinnatum</i> para la VI semana, Turrialba, Costa Rica.	93
15 Experimento 2. Análisis de varianza para el promedio de conductividad estomática y coeficiente neto fotosintético en estacas no enraizadas de <i>Platymiscium pinnatum</i> en la II semana de edad, Turrialba, Costa Rica.	95
16 Experimento 2. Promedio del coeficiente neto fotosintético (P_n) en estacas enraizadas y sin enraizar de <i>Platymiscium pinnatum</i> , Turrialba, Costa Rica.	98
17 Experimento 2. Análisis de varianza para el promedio de conductividad estomática y coeficiente neto foto sintético en estacas enraizadas de <i>P. pinnatum</i> en la VI semana de edad, Turrialba, Costa Rica.	99

CUADRO

PAGINA

18	Experimento 2. Análisis de varianza para el promedio de estacas enraizadas, de mortalidad y número promedio de raíces por estaca, para <i>Hyeronima alchorneoides</i> en la V semana de edad, Turrialba, Costa Rica.	103
19	Experimento 2. Análisis de varianza para el contenido relativo de agua (CRA) foliar en estacas no enraizadas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> en la II semana, Turrialba, Costa Rica.	111
20	Experimento 2. Análisis de varianza para el contenido relativo de agua (CRA) foliar en estacas enraizadas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> para la V semana, Turrialba, Costa Rica.	112

INDICE DE FIGURAS

FIGURA		PAGINA
1	Experimento 1. Comportamiento de la humedad relativa a lo largo de un día soleado, dentro de la cámara de propagación, Turrialba, Costa Rica.	44
2	Experimento 1. Temperatura del aire y de sustrato en un día soleado dentro de las cámaras de propagación, Turrialba, Costa Rica.	44
3	Experimento 1. Radiación solar por hora en un día soleado, dentro de las cámaras de propagación, Turrialba, Costa Rica.	45
4	Experimento 1. Porcentaje de enraizamiento semanal en estacas de <i>Platymiscium pinnatum</i> por sustrato.	48
5	Experimento 1. Porcentaje de enraizamiento semanal en estacas de <i>Platymiscium pinnatum</i> por dosis de AIB para todos los sustratos.	48
6	Experimento 1. Relación entre el número de raíces por estaca y las dosis de AIB, en estacas juveniles de <i>Platymiscium pinnatum</i> para la IX semana.	50
7	Experimento 1. Porcentaje de estacas enraizadas de <i>Platymiscium pinnatum</i> por dosis de AIB para la IX semana.	50
8	Experimento 1. Porcentaje de mortalidad en estacas de <i>Platymiscium pinnatum</i> por dosis de AIB para la IX semana.	51
9	Experimento 1. Número de raíces por estaca en <i>Platymiscium pinnatum</i> , por dosis de AIB para la IX semana.	51
10	Experimento 1. Relación entre el diámetro promedio de las estacas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> y su porcentaje de enraizamiento en tres tipos de sustratos y cinco dosis de AIB a la IX semana.	56
11	Experimento 1. Porcentaje de enraizamiento semanal en estacas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> , por sustrato.	56

FIGURA	PAGINA
12 Experimento 1. Porcentaje de enraizamiento semanal en estacas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> por dosis de AIB para todos los sustratos.	57
13 Experimento 1. Porcentaje de estacas enraizadas, de mortalidad, de estacas con caída foliar en <i>Hyeronima alchorneoides</i> por dosis de AIB en todos los sustratos, a la IX semana.	59
14 Experimento 1. Porcentaje de estacas enraizadas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> por dosis de AIB y sustrato, para la IX semana.	59
15 Experimento 1. Porcentaje de mortalidad en estacas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> por dosis de AIB y sustrato, para la IX semana.	60
16 Experimento 1. Porcentaje de estacas con caída foliar en <i>Hyeronima alchorneoides</i> por dosis de AIB y sustrato, para la IX semana.	60
17 Experimento 1. Número de raíces por estaca en <i>Hyeronima alchorneoides</i> por dosis de AIB y sustrato, para la IX semana.	61
18 Experimento 1. Relación entre el contenido relativo de agua foliar (CRA) promedio y dosis de AIB en estacas enraizadas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> en la IX semana.	63
19 Experimento 1. Influencia del uso de arena, grava y dosis de AIB sobre el contenido relativo de agua (CRA) foliar en estacas enraizadas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> para la IX semana.	63
20 Experimento 1. Porcentaje de enraizamiento, de mortalidad, de estacas con caída foliar para <i>Terminalia oblonga</i> a nivel de sustrato, para la VII semana.	66
21 Experimento 1. Porcentaje de enraizamiento semanal en estacas de <i>Terminalia oblonga</i> , por sustrato.	66
22 Experimento 1. Porcentaje de enraizamiento semanal en estacas de <i>Terminalia oblonga</i> por dosis de AIB para todos los sustratos.	67
23 Experimento 1. Relación entre el promedio de estacas enraizadas y dosis de AIB, en estacas de <i>Terminalia oblonga</i> , en la VII semana.	68

FIGURA	PAGINA
24 Experimento 1. Relación entre promedio del número de raíces por estaca y dosis de AIB, en estacas de <i>Terminalia oblonga</i> , en la VII semana.	68
25 Experimento 1. Relación entre el promedio de mortalidad y dosis de AIB, para estacas de <i>Terminalia oblonga</i> , en la VII semana.	69
26 Experimento 1. Relación entre el porcentaje de estacas con caída foliar y dosis de AIB, para estacas de <i>Terminalia oblonga</i> , en la VII semana.	69
27 Experimento 1. Porcentaje de estacas enraizadas de <i>Terminalia oblonga</i> según dosis de AIB y sustrato para la VII semana.	71
28 Experimento 1. Porcentaje de mortalidad en estacas de <i>Terminalia oblonga</i> según dosis de AIB y sustrato para la VII semana.	71
29 Experimento 1. Porcentaje de estacas con caída foliar en <i>Terminalia oblonga</i> según dosis de AIB y sustrato para la VII semana.	72
30 Experimento 1. Número de raíces por estaca de <i>Terminalia oblonga</i> según dosis de AIB y sustrato para la VII semana.	72
31 Experimento 2. Relación entre el diámetro y el número promedio de raíces en estacas de <i>Platymiscium pinnatum</i> , para la VI semana.	86
32 Experimento 2. Porcentaje de enraizamiento semanal en estacas de <i>Platymiscium pinnatum</i> , según nivel de luz.	87
33 Experimento 2. Porcentaje de enraizamiento en estacas de <i>Platymiscium pinnatum</i> bajo una capa de sarán, según área foliar.	87
34 Experimento 2. Porcentaje de enraizamiento en estacas de <i>Platymiscium pinnatum</i> bajo dos capas de sarán, según área foliar.	88
35 Experimento 2. Porcentaje de enraizamiento en estacas de <i>Platymiscium pinnatum</i> bajo luz directa, según área foliar.	88
36 Experimento 2. Relación entre el promedio de enraizamiento y el área foliar, en estacas de <i>Platymiscium pinnatum</i> , para la VI semana.	90

FIGURA	PAGINA
37 Experimento 2. Relación entre el promedio de mortalidad con el área foliar, en estacas de <i>Platymiscium pinnatum</i> , para la VI semana.	90
38 Experimento 2. Porcentaje de estacas enraizadas de <i>Platymiscium pinnatum</i> según nivel de luz y área foliar, para la VI semana.	91
39 Experimento 2. Porcentaje de mortalidad en estacas de <i>Platymiscium pinnatum</i> según nivel de luz y área foliar, para la VI semana.	91
40 Experimento 2. Porcentaje de estacas con caída foliar en <i>Platymiscium pinnatum</i> según nivel de luz y área foliar, para la VI semana.	92
41 Experimento 2. Número de raíces por estaca para <i>Platymiscium pinnatum</i> según nivel de luz y área foliar, para la VI semana	92
42 Experimento 2. Relación entre el contenido relativo de agua foliar con el porcentaje promedio de estacas con caída foliar en <i>Platymiscium pinnatum</i> , para la VI semana.	94
43 Experimento 2. Relación entre el coeficiente neto fotosintético (P_n) con el área foliar, en estacas sin enraizar de <i>Platymiscium pinnatum</i> .	97
44 Experimento 2. Influencia del uso de luz directa, de una y dos capas de sarán y diferentes áreas foliares sobre la conductividad estomática (g_s), para estacas no enraizadas de <i>Platymiscium pinnatum</i> en la II semana.	97
45 Experimento 2. Influencia del uso de luz directa, de una y dos capas de sarán y diferentes áreas foliares sobre el coeficiente neto fotosintético (P_n), para estacas no enraizadas de <i>Platymiscium pinnatum</i> en la II semana.	98
46 Experimento 2. Relación entre la conductividad estomática (g_s) con el área foliar, en estacas enraizadas de <i>P. pinnatum</i> .	100
47 Experimento 2. Relación entre el coeficiente neto fotosintético (P_n) con el área foliar, en estacas enraizadas de <i>Platymiscium pinnatum</i> .	101
48 Experimento 2. Influencia del uso de luz directa, de una y dos capas de sarán y diferentes áreas foliares sobre el coeficiente neto fotosintético (P_n), para estacas enraizadas de <i>Platymiscium pinnatum</i> en la II semana.	101

FIGURA	PAGINA
49 Experimento 2. Porcentaje de enraizamiento semanal en estacas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> , según nivel de luz.	105
50 Experimento 2. Porcentaje de enraizamiento semanal en estacas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> bajo luz directa, según área foliar.	105
51 Experimento 2. Porcentaje de enraizamiento en estacas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> bajo una capa de sarán, según área foliar.	106
52 Experimento 2. Porcentaje de enraizamiento en estacas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> bajo dos capas de sarán, según área foliar.	106
53 Experimento 2. Relación entre el número promedio de raíces/estaca con el área foliar, en estacas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> , para la V semana.	107
54 Experimento 2. Porcentaje de estacas enraizadas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> según nivel de luz y área foliar, para la V semana.	109
55 Experimento 2. Influencia del uso de luz directa, una capa y dos capas de sarán y diferentes áreas foliares, sobre el número de raíces por estaca, en <i>Hyeronima alchorneoides</i> para la V semana.	109
56 Experimento 2. Influencia del uso de luz directa, una capa y dos capas de sarán y diferentes áreas foliares, sobre la mortalidad en estacas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> para la V semana. Cada valor es el promedio de 25 estacas.	110
57 Experimento 2. Relación entre el promedio del contenido relativo de agua (CRA) foliar en estacas sin enraizar con el promedio final de enraizamiento en estacas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> .	113
58 Experimento 2. Relación entre el promedio del contenido relativo de agua (CRA) foliar en estacas sin enraizar con el promedio final de mortalidad en estacas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> .	113
59 Experimento 2. Relación entre el promedio del contenido relativo de agua (CRA) foliar en estacas sin enraizar y el promedio final de estacas con caída foliar en <i>Hyeronima alchorneoides</i> .	114

FIGURA		PAGINA
60	Experimento 2. Relación entre el promedio del contenido relativo de agua (CRA) foliar en estacas enraizadas con el promedio final de enraizamiento en estacas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> .	115
61	Experimento 2. Relación entre el promedio del contenido relativo de agua (CRA) foliar en estacas enraizadas con el número promedio de raíces en estacas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> .	115
62	Experimento 2. Relación entre el promedio del contenido relativo de agua (CRA) foliar en estacas enraizadas con el promedio final de mortalidad en estacas de <i>Hyeronima alchorneoides</i> .	116

INTRODUCCION

La destrucción masiva de los bosques naturales en las zonas tropicales y subtropicales del mundo, ha acrecentado entre otros problemas, la escasez de productos forestales para satisfacer una demanda creciente. Debido a ello, gran parte de las especies nativas que habitan dichas zonas, están sufriendo la pérdida de su variabilidad genética.

El establecimiento de plantaciones forestales ha surgido como una forma de suplir los productos del bosque que la población requiere y reducir la presión sobre el bosque natural remanente. Sin embargo, existe el problema del abastecimiento de semillas de buena calidad genética. Según Zobel y Talbert (1992), el éxito de una plantación forestal radica en el uso del mejor material genético, combinado con el uso de prácticas silviculturales apropiadas.

Las dificultades para obtener semillas con la calidad y cantidad deseada en muchas especies forestales, hace que la propagación vegetativa adquiera importancia, pues permite el aumento en la ganancia genética, al lograr capturar más rápidamente una mayor proporción de la variación genética del material reproductivo, mayor uniformidad de los árboles y de los productos obtenidos, así como la conservación de germoplasma valioso que está amenazado en desaparecer, mediante el establecimiento de huertos semilleros clonales y jardines de multiplicación. La generación de material de alto valor genético de especies nativas resultará además en estímulos a la reforestación, afectada por el uso de materiales inapropiados y de calidad genética desconocida.

La silvicultura clonal (utilización masiva de genotipos sobresalientes a través de plantas obtenidas por enraizamiento de esquejes o por técnicas de cultivo *in vitro*), permite reducir la superficie forestal dedicada a la producción o, en su caso, aumentar la producción dedicando la misma superficie en dependencia a la ganancia genética conseguida (Gutiérrez y Chung, 1994). Además, los tratamientos silviculturales de las plantaciones clonales son más efectivos, al ofrecer los clones una mayor posibilidad de predecir su comportamiento; los tratamientos podrán acoplarse mejor en el tiempo y ser más específicos para los grupos de clones manejados.

Uno de los resultados más notables obtenidos por la silvicultura clonal se ha obtenido

en el Congo y en Brasil, con el género *Eucalyptus*, donde se han instalado extensas plantaciones clonales a nivel comercial, de muy alta productividad. En Aracruz, Brasil, usando la técnica de enraizamiento de estacas juveniles, se han plantado 34 millones de estacas enraizadas provenientes de los mejores clones, lo que ha permitido establecer plantaciones uniformes, con excelente poda natural, contenidos de celulosa superiores al 50% e incrementos medios anuales superiores a los $70 \text{ m}^3 \text{ ha}^{-1} \text{ año}^{-1}$, características que en conjunto han significado un aumento en el rendimiento de la plantación del orden del 112% (Gutiérrez y Chung, 1994).

Debido al interés que se tiene sobre la silvicultura clonal, gran parte de los esfuerzos están orientados hacia el desarrollo de técnicas nuevas de enraizamiento de estacas juveniles, que permitan aumentar los porcentajes de enraizamiento, producir gran número de estacas de fácil enraizamiento de manera periódica, la producción de estacas con un adecuado sistema radical y que la técnica sea accesible al pequeño finquero o a grupos rurales.

Para el caso de especies tropicales nativas de Costa Rica, la investigación sobre técnicas de propagación mediante estacas juveniles es escasa; sin embargo, el Proyecto de Mejoramiento Genético Forestal del CATIE, ha venido realizando investigaciones con las especies: *Albizia guachapele*, *Alnus acuminata*, *Bombacopsis quinata*, *Cedrela odorata*, *Cordia alliodora* y *Vochysia guatemalensis*. Estas especies han sido escogidas por el alto valor y calidad de su madera, así como el peligro de erosión genética que están sufriendo. Además de las especies nativas, se han realizado investigaciones con las especies exóticas *Acacia mangium*, *Eucalyptus deplupta* y *Gmelina arborea*. Esto con el fin de estimular la silvicultura clonal y fomentar la propagación vegetativa mediante tecnologías sencillas y de bajo costo para el pequeño finquero.

Las especies nativas de Costa Rica que han sido seleccionadas para la presente investigación (surá, (*Terminalia oblonga*; pilón, *Hieronyma alchorneoides* y cristóbal, *Platymiscium pinnatum*), han sufrido una alta erosión genética en los últimos años, principalmente el cristóbal, debido al valor comercial que tiene su madera. Las tres especies han sido identificadas como prioritarias por diferentes grupos e instituciones en una serie de foros a nivel nacional.

Con la realización de esta investigación, se pretende definir las técnicas que permitan el mejor enraizamiento de las estacas juveniles de las tres especies, haciendo uso de una tecnología sencilla, como es la utilización de propagadores de sub-irrigación. Se determinará el efecto que tiene el uso de diferentes dosis de ácido indolbutírico (AIB), sustratos, niveles de luz, y áreas foliares en el porcentaje de enraizamiento, número de raíces producidas, mortalidad y caída foliar de las estacas. La obtención de la mejor técnica que permita el mayor número de estacas juveniles enraizadas para cada una de las especies, contribuirá a la conservación de la variabilidad genética que aún existe y eventualmente, a la obtención de material vegetativo de buena calidad para el establecimiento de plantaciones clonales.

OBJETIVOS DE LA INVESTIGACION

GENERAL

Determinar las condiciones óptimas para la iniciación del enraizamiento en estacas juveniles de las especies nativas: *Terminalia oblonga*, *Hieronyma alchorneoides* y *Platymiscium pinnatum* mediante el uso de propagación sin aspersión.

ESPECIFICOS

- a. Determinar los efectos de diferentes sustratos, áreas foliares, dosis de auxinas y grados de iluminación sobre las variables: número de raíces por estaca, mortalidad, caída foliar, y el enraizamiento en estacas juveniles.
- b. Relacionar el factor fisiológico contenido hídrico de la estaca con el proceso de enraizamiento en estacas juveniles.

HIPOTESIS

H₀: Los tratamientos aplicados afectan la capacidad de enraizamiento de las estacas juveniles mediante sus efectos sobre las relaciones hídricas.

Ha: La capacidad de enraizamiento de las estacas juveniles, no es afectada por cambios en las relaciones hídricas a causa de los tratamientos aplicados.

Ho: El uso de dosis elevadas de ácido indol-3-butírico contribuye con la capacidad de enraizamiento de estacas juveniles.

Ha: Al utilizar dosis elevadas de ácido indol-3-butírico no se favorece la capacidad de enraizamiento de estacas juveniles.

REVISION DE LITERATURA

UTILIZACION DE LA PROPAGACION VEGETATIVA EN EL MEJORAMIENTO GENETICO FORESTAL

Tradicionalmente se han utilizado varias formas de propagación vegetativa en el mejoramiento genético; de ellas las más conocidas son los injertos y estocones lignificados para el establecimiento de huertos semilleros clonales (HSC), y el enraizamiento de estacas fisiológicamente juveniles, para el establecimiento de plantaciones clonales (Leakey *et al.* 1990).

Silvicultura clonal

El interés por la silvicultura clonal (uso de propágulos vegetativos para el establecimiento de plantaciones clonales) ha venido cobrando importancia, debido al aumento en el conocimiento del tema, al gran número de especies que pueden ser propagadas vegetativamente, así como por el aumento en la concientización acerca de las oportunidades que ofrece la clonación en la utilización y explotación directa de variabilidad genética (Leakey *et al.* 1990).

La silvicultura clonal, según Gutiérrez y Chung (1994), se define como la utilización masiva de genotipos sobresalientes, a través de plantas obtenidas por enraizamiento de esquejes (estaquillas, estacas), de plantas obtenidas mediante técnicas de cultivo *in vitro*, por medio de cultivo de órganos o de callos o bien, mediante plantas derivadas de embriones

encapsulados.

En muchos programas de mejoramiento genético forestal, se ha adoptado el uso de clones directamente en plantaciones operacionales, con material generado de aquellos árboles que provienen de las mejores procedencias y que han sido seleccionados por sus buenas características fenotípicas (Mesén, 1995).

A diferencia de los HSC, si la propagación vegetativa se realiza con el fin de establecer plantaciones, se requiere del uso de material fisiológicamente juvenil, el cual dará origen a árboles de crecimiento ortotrópico normal, adecuados para la producción de madera; para ello, el uso de estacas originados de rebrotes de tocones, rebrotes de árboles basales en pie o plántulas jóvenes, es lo recomendado (Mésen *et al.*, 1992). Con este material se establecen ensayos clonales en el campo con todos los clones, para seleccionar los 30-50 mejores y propagarlos masivamente para su uso en plantaciones (Mesén, 1995).

Ventajas del uso de la propagación vegetativa

Algunas de las ventajas de la propagación vegetativa están son (Leakey, 1987):

- a. La habilidad de capturar rápidamente una gran proporción de la variación genética, de la que puede ser obtenida por cruzamiento;
- b. La eliminación de individuos endógamos en las poblaciones de producción;
- c. La producción masiva de genotipos valiosos producto de la hibridización o la ingeniería genética;
- d. La producción masiva de aquellos individuos pocos comunes los cuales tienen dos o más características favorables que normalmente se encuentran correlacionadas negativamente;
- e. La habilidad para seleccionar y utilizar mayor diversidad genética de la que se encuentra normalmente en una única progenie;
- f. La habilidad para usar clones que están bien adaptados para un sitio en particular;
- g. La mayor simplicidad y flexibilidad de manejar jardines clonales en comparación con los huertos semilleros;
- h. Menor período entre la selección y producción en comparación con los huertos semilleros;
- i. El incremento en la superioridad de clones que pasan a través de múltiples programas de

selección;

- j. La habilidad de utilizar estadíos maduros distintos a los juveniles.
- h. La habilidad de seleccionar clones con una mínima capacidad de floración y fructificación, de modo que los productos de la fotosíntesis sean utilizados mayormente en la producción de madera, evitando su uso parcial en la producción de órganos reproductores.

Otras de las ventajas que la propagación vegetativa puede ofrecer en la producción de árboles de importancia para algunas situaciones son (Lal, 1994): a) Para la propagación de especies que producen semillas recalcitrantes de baja viabilidad y b) Cuando se requiere mejores individuos masculinos o femeninos para la propagación en caso de especies dióicas.

Para Zobel y Talbert (1992), la propagación vegetativa tiene ventajas desde el punto de vista investigativo, como lo son:

1. La valoración genética del material vegetal, incluyendo estudios de interacción genotipo-ambiente;
2. Determinación de la magnitud y control de los efectos ambientales comunes o efectos *C* que prevalecen en algunas especies;
3. Preservación de genotipos y complejos genéticos en bancos clonales y jardines de multiplicación para fines científicos;
4. Reducción del ciclo reproductivo para acelerar los procesos de cruzamiento y prueba.

Entre las propiedades que se buscan mejorar genéticamente en los árboles forestales, una de ellas es la densidad básica de la madera. Por vía sexual, el mejoramiento no produce necesariamente madera más uniforme, ya que persiste una alta variabilidad entre individuos, aunque la mayoría de los individuos se concentran en el área mejorada. Sin embargo, debido a que todos los rametes de un ortet son genéticamente idénticos, y considerando la alta heredabilidad de la densidad básica, los miembros de un clon tienen madera bastante similar (Rojas, 1990).

Importancia de la propagación vegetativa en especies heterocigotas

El desarrollo de estrategias de mejoramiento genético por vía asexual en especies altamente heterocigotas, como el caso de especies de *Eucalyptus*, se considera como el único

método que permite la captura total e inmediata (en una sola generación) de la varianza genética. (Rojas, 1990). En una característica poligénica cualquiera, la varianza fenotípica puede ser descompuesta en:

$$\sigma^2P = \sigma^2a + \sigma^2d + \sigma^2i + \sigma^2e + \sigma^2ge$$

Donde σ^2a es la varianza genética aditiva (o efecto medio de los genes), σ^2d es la varianza dominante (interacción intraalélica), σ^2i es la varianza epistática (interacción interalélica), σ^2e es la varianza ambiental, y σ^2ge es la varianza de la interacción genotipo x ambiente. La importancia de capturar la varianza genética total en la reproducción asexual, radica en que la mayoría de las características fenotípicas de interés comercial como crecimiento y rendimiento en celulosa, tiene una alta proporción de varianza genética no aditiva ($\sigma^2na = \sigma^2d + \sigma^2i$), es decir, que no es posible traspasarlas a los descendientes por medio de la recombinación genética (Rojas, 1990).

Cuando en el bosque se selecciona árboles por su apariencia superior y sus semillas son colectadas para dar origen a un nuevo bosque, la ganancia genética sería estimada como: $R = (h^2/2) S$, donde la heredabilidad, $h^2 = \sigma^2a / (\sigma^2a + \sigma^2na + \sigma^2e + \sigma^2ge)$ y S es el diferencial de selección. Si se hacen los arreglos que permitan que todos los árboles seleccionados sean polinizados sólo por padres igualmente seleccionados, la ganancia genética será $R = h^2 S$; esto puede hacerse mediante la propagación vegetativa de los árboles seleccionados, los cuales se establecerán en un lugar aislado de modo que sólo se crucen entre ellos para producir semillas mejoradas; este paso es conocido como huerto semillero clonal (Shimizu, 1988).

Desventajas de la propagación vegetativa

A pesar del gran número de ventajas asociadas con la propagación vegetativa, en la silvicultura clonal existen algunos inconvenientes. El principal lo constituye la dificultad para propagar árboles fisiológicamente maduros (Tousignant *et al.* 1995; Rojas, 1990; Burdon, 1988). En este sentido, cuando los posibles árboles padres poseen la edad suficiente como para poder ser seleccionados de acuerdo a las características a mejorar o perpetuar, normalmente ya ha perdido la capacidad para enraizar, lo cual resulta en un obstáculo cuando lo que se busca es propagar árboles con genotipos probablemente superiores (Zobel y Talbert, 1992). Sin

embargo, existen varias prácticas para contrarrestar este problema, como lo es la utilización de rebrotes provenientes de los tocones de los árboles maduros (Burdon, 1988); estimulación de rebrotes de la base del árbol; utilización de injertos para rejuvenecer el vástago adulto, aunque éste último tiene la desventaja del largo tiempo que puede tomar para desarrollar un material verdaderamente juvenil, así como el reconocer cuando está verdaderamente joven (Mesén, 1993). Además, existen especies que no llegan a rebrotar, por lo cual se deben utilizar plántulas provenientes de los árboles seleccionados; al provenir las plántulas de semillas, la constitución genética no es conocida, pues sólo se conoce la madre y no el padre.

Se ha mencionado que un bosque monoclonal, que representa típicamente un monocultivo, puede ser altamente vulnerable a pérdidas masivas debido a insectos, enfermedades u otros cambios adversos en el medio ambiente, siendo este peligro mayor en las especies forestales debido al largo período de rotación (Shimizu, 1988). Sin embargo, Mesén *et al* (1992), consideran que este último problema no es exclusivo de la silvicultura clonal e incluso, al existir conciencia de los riesgos, es más fácil prevenirlos mediante el control cuidadoso del "pedigrí" y el uso de sistemas silviculturales apropiados; además, consideran que el uso de semillas *per se* no garantiza heterogeneidad genética, pues es común, observar grandes plantaciones originadas de semillas de uno o pocos árboles madres donde todos los individuos están genéticamente relacionados, o el uso continuo por años de semillas originadas de una pequeña área semillera.

Para reducir estos problemas se sugiere el uso de un número alto de clones no relacionados para la plantación, normalmente más de 20, pero en algunos casos 250 o más (Sóbela, 1992). El uso de plantaciones en bloques, en los cuales ningún clon es plantado en más de un bloque, así como la continua renovación de las poblaciones clonales, puede incrementar la variabilidad genética en una plantación clonal en comparación con la derivada a partir de semillas (Mesén, 1993). Se ha señalado que en ocasiones, los rametes obtenidos mediante enraizamiento de estacas han desarrollado un sistema radicular desbalanceado y superficial, que los hace susceptibles a la caída por el viento (Gutiérrez y Chung, 1994; Shimizu, 1988); sin embargo, esto no será un problema si las propiedades físicas del suelo son favorables y si el área no es afectada por vientos fuertes (Shimizu, 1988). Igualmente, si el

manejo del material por enraizar se hace cuidadosamente y si a la hora de seleccionar el material se toma en cuenta la calidad del sistema radical, se reducirá el problema asociado con el sistema radical (Mésén *et al.* 1995).

Se le ha atribuido al sistema de propagación vegetativa un alto costo en comparación con los sistemas por vía sexual (Shimizu, 1988); sin embargo la alta ganancia génica registrada a través del uso de clones superiores, llegará a compensar cualquier costo elevado inicial (Mesén, 1993). Además, se ha considerado que la propagación vegetativa presenta incertidumbre en cuanto al comportamiento de los rametes en el mediano o largo plazo, en relación a plantas originadas por semillas, producto del efecto del envejecimiento fisiológico y ontogénico; para reducir el efecto del envejecimiento es posible llegar a propagar vegetativamente un mismo clon varias generaciones sucesivas para reducir la variación intraclonal y aumentar la capacidad de arraigamiento de los clones (Rojas, 1990).

De las desventajas y ventajas asociadas con la propagación vegetativa, se desprende que ésta no constituye un sustituto para la propagación por semillas, sino que por el contrario, es una explotación de los mejores genotipos (Impinza y Gutiérrez, 1992; Gutiérrez y Chung, 1994). La búsqueda de materia prima de mejor calidad y de mayor rendimiento debe continuar con el fin de adaptarla a los cambios que se generen con las exigencias del mercado, por lo que esta variación sólo se puede llegar a obtener a través de la recombinación genética asociada con la reproducción sexual. La reproducción sexual debe seguir utilizándose, pues al ser combinada con programas de selección y evaluación de los cruzamientos individuales, llegará a generar recombinaciones genéticas de interés que posteriormente podrán ser propagadas por la vía genética (Gutiérrez y Chung, 1994).

LA PROPAGACION VEGETATIVA MEDIANTE EL USO DE ESTACAS

El uso de estacas es uno de los medios preferidos de propagación para las especies forestales, ya que es posible obtener un gran número de estacas a partir de un único árbol, se evita la incompatibilidad (existente en algunos injertos) y es un método barato. Este tipo de propagación se puede dar a partir de estacas provenientes de plántulas jóvenes; de brotes epicórmicos de árboles en pie, de rebrotes de tocones y de estacas provenientes de ramas

vegetativas (Hartney, 1980). El éxito del enraizamiento se encuentra influenciado por la edad, por lo cual se recomienda la utilización de material joven mediante la inducción de rebrotes, plántulas o brotes epicórmicos jóvenes (Rawat *et al.* 1994).

Un inconveniente que Zobel y Talbert (1992) reconocen de la propagación vegetativa mediante estacas juveniles, es la gran variabilidad clonal que existe en cuanto a la capacidad de enraizamiento, existiendo clones buenos genéticamente pero con baja capacidad de propagación, los cuales no son incorporados en el establecimiento de plantaciones clonales. Es por ello que el mejoramiento de la técnica de enraizamiento, ayudará hasta cierto grado a reducir la pérdida de genotipos buenos, al favorecer la propagación de un mayor número de genotipos

La maduración causa una reducción de la habilidad para enraizar, un incremento en el tiempo de inicio del enraizamiento, una reducción del crecimiento de las yemas y un incremento del plagiotropismo. El plagiotropismo es un buen ejemplo de cómo la maduración afecta adversamente la propagación vegetativa (Thompson, 1983). Según Dick y Aminah (1994), el problema de un crecimiento plagiotrópico de las estacas juveniles se encuentra relacionado primeramente con el tipo de material escogido, ya que se ha visto que estacas tomadas de los ápices de ramas plagiotrópicas, presentan una tendencia de continuar creciendo plagiotrópicamente. Estas investigadoras concluyen que las ramas laterales de las Dipterocarpaceas tienen una mayor tendencia a ser irreversiblemente plagiotrópicas que las ramas de muchas de las especies forestales, por lo que una forma de inducir el crecimiento ortotrópico en los nuevos brotes, es manteniéndolos en una posición horizontal usando soportes artificiales.

Origen anatómico de las raíces adventicias

Las raíces adventicias pueden desarrollarse del hipocótilo de plantas jóvenes, del cuerpo primario y secundario de los tallos y de las hojas. Usualmente el desarrollo es endógeno, aunque en algunos casos suele ser exógeno. El primordio, definido por Haissig (1974b) como el conjunto de células en los primeros estadios de diferenciación dentro de las raíces adventicias, puede originarse en la epidermis, la corteza, el periciclo y el parénquima

de los rayos vasculares; si hay crecimiento secundario, puede iniciarse en el floema, el cambium y la médula del tallo; también se origina en yemas, láminas foliares, peciolo, etc, (Flores, 1989).

Durante el desarrollo de las raíces adventicias, Haissig (1974b) ha definido diferentes etapas de desarrollo del primordio, éstas son: la formación del primordio radical de inicio, el cual comienza con la diferenciación de células que originarán las células del primordio radical inicial, ocurriendo tanto a nivel de los nudos como de los internudos; la formación del primordio de desarrollo, referido a la división de las células del primordio radical de inicio y de aquellas adyacentes a él que pueden llegar a diferenciarse; el primordio diferenciado, referido a la diferenciación de las células hijas producidas por la división de las células de inicio o por las adyacentes al primordio de desarrollo.

El primordio radical inducido comúnmente surge cerca de la base de la estaca, como resultado de estimulaciones por auxinas y otros factores que migran a la superficie del área basal de la estaca causando el desarrollo de los diferentes etapas de formación del primordio (Haissig, 1974b).

El tiempo para la formación de las raíces adventicias dentro de cámaras de propagación, varía enormemente, desde pocos días a muchas semanas dependiendo de la especie, de las condiciones del ambiente así como del estado fisiológico de las estacas (Mesén, 1993).

Fisiología del enraizamiento

Para explicar el proceso de inducción de raíces, normalmente se recurre a la teoría desarrollada por Bouillene, la cual establece que un compuesto fenólico (posiblemente dehidroxifenol) actúa como cofactor del enraizamiento. Dicho cofactor es producido en las hojas y las yemas de la estaca, siendo translocado posteriormente a la región de enraizamiento, en donde en presencia de un cofactor no específico (auxinas), y de una enzima específica localizada en las células de ciertos tejidos (polifenol oxidasas), completan un complejo (la rizocalina) que actúa como estimulante de la rizogénesis (Gutiérrez, 1995). Los factores que componen este complejo, junto con otros determinantes de naturaleza endógena y ambiental,

harían posible el enraizamiento, mientras que la ausencia de algunos de ellos la impediría (Gutiérrez, 1995).

Las actividades enzimáticas en la zona de enraizamiento de las estacas, puede proveer un medio fácil y rápido de diferenciación celular dentro de las raíces. Por ejemplo, se ha visto que la actividad concomitante de la enzima oxidasa llamada peroxidasa (PO), la cual cataliza la oxidación de varios fenoles y aminas, favorece el proceso de diferenciación celular de los tejidos en algunas especies. La PO fue la primera enzima cuya actividad aumentó durante la iniciación y el desarrollo del enraizamiento de estacas de la especie *Hydrangea spp* (Bhattacharya, 1988).

A su vez, el metabolismo endógeno del ácido indolacético (AIA), ha sido asociado con la actividad de la enzima AIA-oxidasa (AIA-O), la cual puede llegar a regular la concentración de AIA en las estacas durante el enraizamiento. Se ha visto que la oxidación del AIA puede llegar a promover la inducción del primordio radical en algunas especies cuando las concentraciones son elevadas (Haissig, 1974a), ya que las altas concentraciones de esta auxina tienden a inhibir el desarrollo de raíces adventicias (Salisbury y Ross, 1994).

La importancia de ciertos cofactores en favorecer el enraizamiento, tales como los conjugados fenólicos y de auxina ha sido reportado por Haissig (1974a). Así, el polifenol oxidasa (PPO) tiende a conjugarse con productos de oxidación de auxinas para formar cofactores que son necesarios para el enraizamiento (Bhattacharya, 1988).

Factores involucrados con el enraizamiento de las estacas

Banerjee (1994) atribuye el éxito del enraizamiento a una serie de variables endógenas y exógenas. Las variables endógenas incluyen: (i) estado de maduración de la planta madre; (ii) tipo de estaca; (iii) condición fisiológica de la estaca; (iv) precondition de la estaca; (v) época de producción de la estaca. Las variables exógenas incluyen (i) sustrato de enraizamiento; (ii) temperatura y humedad; (iii) fotoperíodo; (iv) tratamientos químicos/hormonales, entre otros.

A su vez, el enraizamiento está influenciado por factores genéticos, como lo es la variación clonal en cuanto a la capacidad para enraizar. Aquellos factores no genéticos que

influyen el enraizamiento de las estacas, han sido definidos como "efectos-C", los cuales pueden ser divididos en efectos maternos específicos de la estaca individual, debido a su posición (ej. tamaño, tipo), y efectos maternos causados por diferentes precondiciones ambientales y edad del respectivo ortet (Radosta *et al.* 1994). La heredabilidad a la hora de determinar el enraizamiento de estacas por efectos genéticos y no genéticos mediante el uso de diferentes clones, sería definido como:

$H^2 G = (\sigma^2 F + \sigma^2 C) / (\sigma^2 F + \sigma^2 C + \sigma^2 W / Kc)$, donde $\sigma^2 F$, $\sigma^2 C$, $\sigma^2 W$, son: la variación debida a la familia, variación de clones dentro de la familia y varianza del error (donde están involucrados los "efectos-C"), respectivamente; Kc es definido como el coeficiente del cuadrado medio esperado del clon dentro de la familia. La ganancia genética sería expresada como (Radosta *et al.* 1994):

$\Delta G = H^2 G \cdot \sigma_{Pc}$, donde σ_{Pc} es la desviación estándar fenotípica clonal promedio.

En los híbridos obtenidos por el cruce de las especies *Larix decidua* x *L. kaempferi*, de 80 clones obtenidos por familias de ocho hermanos completos, el efecto clonal tuvo influencia en el enraizamiento más que el efecto de las familias; a su vez, el efecto no genético tuvo importancia en el enraizamiento (Radosta *et al.* 1994). El conocer los factores que influyen en el enraizamiento es fundamental para el éxito y la sostenibilidad de la propagación vegetativa.

Factores endógenos

Estado de maduración de la planta madre

Uno de los principales problemas en la propagación vegetativa por medio de estacas, es el grado de madurez que presenta la planta madre (orteto), pues a mayor madurez, se presentan reducciones en el porcentaje y velocidad del enraizamiento, un menor número de raíces formadas, crecimiento menos vigorosos y una fuerte tendencia hacia un crecimiento plagiotrópico (Tousignant *et al.* 1995).

Una reducción o pérdida de capacidad para la clonación de árboles se ha asociado con un incremento en la edad del árbol madre; de ahí la necesidad de seleccionar dentro de la planta madre rebrotes con gran potencial para formar raíces adventicias (Monteuuis *et al.* 1995; Libby y Conkle, 1966; Gutiérrez, 1995). Es un hecho probado que estaquillas de

Eucalyptus globulus confeccionadas con brotes de árboles de edad superior a 4 o 5 años, difícilmente tienden a formar raíces, por lo que se ha utilizado con éxito la manipulación del estado juvenil a través del uso de retoños del tocón, setos, brotes desarrollados en púas de injertos y brotes desarrollados en estaquillas previamente enraizadas (Ipinza y Gutiérrez, 1992).

Según Leakey y Mesén (1991), la baja capacidad de enraizamiento de estacas provenientes de material adulto, se puede deber a que en la copa de los árboles, los brotes están compitiendo por agua y por nutrientes debido al efecto de sombramiento que se da; asimismo, en el material adulto, es posible que las funciones de los genes estén más definidas hacia la producción de ciertas estructuras, siendo más difícil que las células regresen al estado meristemático.

Estudios realizados con la especie *Acacia mangium* (Poupard *et al.* 1994), mostraron un efecto negativo de la edad en la capacidad de los ortetes de ser propagados vegetativamente a través del enraizamiento de estacas. Dicho estudio reportó menor porcentaje de enraizamiento en estacas provenientes de rebrotes de tocones maduros que los provenientes de plántulas de seis meses de edad.

Capacidad de enraizamiento según el origen de las estacas en el orteto

El efecto del envejecimiento sobre el enraizamiento de estacas no se presenta sólo en el porcentaje de arraigamiento; normalmente las estacas obtenidas de la copa de árboles adultos desarrollan raíces de peor calidad, requieren de más tiempo para enraizar, exhiben comportamientos más heterogéneos (ciclófisis y topófisis), reducen su crecimiento y vigor vegetativo, presentan mayor tendencia al plagiotropismo e incrementa el tiempo requerido para que un brote recupere el crecimiento ortotrópico (Gutiérrez, 1995).

Se ha observado que las propiedades morfológicas y fisiológicas cambian a lo largo del árbol, como consecuencia de la maduración del meristema apical y de los meristemas laterales, siendo este proceso transmitido a las estacas (rametos) con la propagación vegetativa. Las relaciones más conocidas entre orteto-rametos son la topófisis y la ciclófisis; definida la topófisis como la variación de crecimiento de las estacas tomadas a diferentes lugares a lo

largo de una guía, o la ubicación de la estaca dentro de la guía original, y la ciclófisis como el proceso de maduración de los meristemas apicales (Pastur *et al.* 1994). En un estudio realizado por Pastur *et al.* (1994), con estacas tomadas de diferentes lugares en árboles de *Populus deltoides*, mostraron que las estacas basales presentaron un mayor porcentaje de enraizamiento que las estacas medias y apicales. Este resultado se atribuyó efectos fisiológicos de la actividad cinética de las peroxidasas, siendo mayor en ortetos jóvenes ortogravitropicos y menor en materiales viejos diagravitrópicos. A su vez, la ciclófisis afectó tanto la arquitectura de la nueva planta, como su ritmo de crecimiento, en donde las plantas provenientes de guías diagravitrópicas (material ontogénicamente más viejo), generaron plantas más horizontales, con mayor longitud de sus ramas respecto a las ortogravitropicas (ontogénicamente más joven), en el primer año de crecimiento, reduciéndose la diferencia a medida que transcurría el tiempo.

En estacas juveniles de *Triplochiton scleroxylon*, se ha visto que aquellas provenientes de yemas apicales del orteto, enraizaron menos y más lentamente, que las provenientes de las yemas basales, independientemente de la orientación que presentaba la planta donadora de estacas (Leakey, 1983). Según Schroeder y Walker (1991), el pobre enraizamiento obtenido en las partes apicales de la planta, puede estar relacionado con el desarrollo de la yema y a los niveles hormonales. A su vez, consideran que las concentraciones de almidón y de azúcares son altas en las zonas apicales, pero la cantidad de carbohidratos son mayores en las fracciones basales, debido al mayor peso seco de dichas fracciones. En estacas provenientes de plántulas de la especie *Picea mariana* (Mill), se obtuvo que las estacas originadas de la parte superior de la copa de la plántula presentaron menor porcentaje de raíces que las originadas en la parte media y basal inferior, donde en éstas últimas posiciones se presentaron menores señales de maduración avanzada (Tousignant *et al.* 1995).

Con la especie *Acacia mangium*, por el contrario, se ha visto que las estacas que provienen de la parte superior de rebrotes provenientes de tocones, presentan mayor capacidad de enraizar que aquellas provenientes de la base del rebrote; esto se ha atribuido, a que el tejido nuevo formado en la parte superior del rebrote puede enraizar con mayor rapidez, por contar con tejido más joven que los tejidos de la parte inferior del rebrote, los cuales son más

diferenciados y ontogenéticamente más viejos (Poupard *et al.* 1994); sin embargo, otros estudios con estacas provenientes de plántulas de 56 días en dicha especie, mostraron que los mejores resultados de enraizamiento fueron para aquellas estacas provenientes de las posiciones inferiores de la plántula, la cual se atribuyó a la alta mortalidad de las estacas de yemas terminales debido a un mayor estrés hídrico (Wong citado por Poupard *et al.* 1994).

La posición de los nudos foliares en las estacas juveniles, a su vez, juega un papel importante en la capacidad de formación de raíces adventicias, pues los nudos pueden actuar como sumideros de auxinas endógenas asociadas con la formación de nuevas raíces, así como servir de barrera ante el ataque por patógenos (Carter y Slee, 1994). Además, la presencia en la estaca de trazas foliares a nivel de los nudos, pueden ser sitios de mayor tejido meristemático y consecuentemente, tener mayor potencial para la formación de raíces (Carter y Slee, 1994). En un estudio realizado con la especie *Eucalyptus grandis* por Wilson (1994), se observó una mayor emergencia de raíces desde el sector de la traza foliar de la estaca que del sector en donde la traza foliar estaba ausente.

Tamaño de la estaca

Se ha demostrado que el tamaño de la estaca (longitud y diámetro) tiene influencia en el proceso de enraizamiento, encontrándose una relación positiva entre longitud y el porcentaje de enraizamiento, debido a la mayor capacidad de almacenaje de productos fotosintéticos (Leakey y Mohammed, 1985), así como por la función de sumidero y de fotosíntesis que muestran los tallos de las estacas (Wilson, 1994). En *Eucalyptus grandis*, el crecimiento de las estacas y la capacidad de enraizamiento aumentó en relación con el volumen del tallo (Wilson, 1994).

En estudios realizados por Díaz *et al.* (1992), con estacas juveniles de distintas longitudes (4, 6 y 8 cm) de la especie *Cedrela odorata*, se demostró que las estacas de longitudes de 6 cm y de 8 cm mostraron los mayores porcentajes en cuanto a longitud y brotación de raíces, no así para el número de raíces, lo cual demuestra la existencia de una longitud de estaca óptima para el enraizamiento.

Utilizando estacas de tres longitudes (20, 30, 40 cm) y tres diámetros (1, 2, y 3 cm)

provenientes de árboles de la especie *Cordia gerascanthus*, Segura *et al.* (1991), obtuvieron un mayor porcentaje de enraizamiento en las estacas de mayor longitud y mayor grosor, atribuyendo este resultado al mayor contenido de reservas y al mayor grosor en la corteza protectora, adecuada para conservar la humedad. Mientras que las estacas de *Tabebuia rosea* con mayor longitud (40cm) y menor grosor (1cm) fueron las que presentaron el mayor porcentaje de enraizamiento (Segura *et al.* 1991).

Un estudio realizado con la especie *Cordia alliodora* (Mesén, 1993), mostró una correlación positiva entre el diámetro de las estacas juveniles y el número de raíces producidas por estaca enraizada. Desde que ocurre un estímulo inicial para el comienzo de la formación de raíces, las estacas grandes, con una gran capacidad de almacenar carbohidratos, son capaces de soportar un gran número de raíces, un factor el cual puede explicar la fuerte relación entre el diámetro de las estacas y el número de raíces producidas por las estacas (Mesén, 1993).

Efecto de las auxinas

La formación de raíces adventicias a partir de estacas proveniente de tallos se encuentra relacionada con la existencia de la auxina natural llamada ácido indolacético (AIA), así como por un compuesto sintético estructuralmente similar al AIA, el AIB (ácido indolbutírico), el cual provoca muchas de las mismas respuestas ; éste último compuesto es utilizado con mayor frecuencia que el uso de la auxina sintética ácido naftalénico (ANA) para inducir la producción de raíces (Salisbury y Ross, 1994).

Existe un efecto directo de las auxinas en cuanto a la división celular y la elongación , así como en un aumento en el transporte de carbohidratos y cofactores foliares a la base de la estaca, donde se llega a promover el desarrollo y formación del primordio inicial (Haissig, 1974b). En especies de fácil enraizamiento, se ha observado que la aplicación exógena de una auxina sintética incrementa sustancialmente el movimiento de carbohidratos, compuestos nitrogenados y otros, desde el ápice hacia la base de la estaca, favoreciendo el fenómeno rizogénico (Gutiérrez, 1995).

Según Celestino (citado por Gutiérrez, 1995), la regulación del proceso rizogénico

obedece a un complejo conformado por la auxina y un cofactor (fenol), el cual podría actuar desbloqueando genes reprimidos, generando como resultado la síntesis de enzimas nuevas requeridas para la iniciación del proceso. A su vez, se ha relacionado el efecto que tienen las auxinas exógenas en llegar a inducir el enraizamiento de las estacas por estimular la síntesis del ADN (Gaspar y Hofinger, 1988).

La concentración óptima de auxinas tiende a variar grandemente entre especies, así como entre clones de la misma especie; dichas diferencias entre clones pueden ser debidas a variaciones en cuanto a las concentraciones de auxinas endógenas (Leakey *et al.* 1982), así como a cofactores y/o inhibidores del enraizamiento, a la anatomía y retención de la hoja, y posiblemente a la interacción entre estos factores (Leakey, citado por Mesén, 1993). Un estudio realizado por Nilum y Verma (1995), utilizando estacas juveniles de *Acacia catechu*, *Dalbergia sisso* y *Prosopis cineraria* sometidas a diferentes concentraciones de AIB (100, 500, 1000 y 5000 mg/l) mostraron, que las menores concentraciones fueron las que permitieron un mejor enraizamiento; las altas concentraciones de auxinas inhibieron y retrasaron el inicio del enraizamiento y no indujeron el enraizamiento en estacas de tejido maduro. Sin embargo, la utilización de estacas de la especie *Rosa centifolia*, mostró que la máxima producción de raíces se produjo al aplicar elevadas concentraciones de auxinas (Al-Saqri y Alderson, 1996), lo cual demuestra que las concentraciones óptimas de auxinas tienden a variar de una especie a otra.

La aplicación de auxinas a concentraciones elevadas puede reducir el enraizamiento al llegar a producir inhibiciones en el desarrollo de la yema, caída de hojas, necrosis en el tallo y eventualmente la muerte de la estaca (Ipinza y Gutiérrez, 1992). Productos con concentraciones altas de AIB los hacen insolubles e incapaces de penetrar la barrera de exudados polifenólicos que se liberan de las células al momento de realizar el corte basal de la estaquilla; esta barrera, además de producir la obstrucción física que impone el contacto de la auxina con las células vivas del tejido del tallo, posee un efecto inhibitorio de la rizogénesis por la naturaleza polifenólica de su constitución (Ipinza y Gutiérrez, 1992).

Efecto de las hojas

Las hojas presentes en las estacas han sido correlacionadas con la producción de promotores auxínicos, auxinas sinergistas (co-factores) o de nutrientes. Los promotores pueden ser transportados a la zona de enraizamiento en la base de la estaca, puesto que las hojas maduras exportan principalmente en una dirección basipétala (Wilson, 1994). El tipo y cantidad de cofactores, tales como catecoles, fluoroglucinoles, así como terpenoides oxigenados, han estado relacionados con la capacidad de enraizamiento. A su vez, el ácido abscísico ha sido considerado como otro cofactor, quizás por antagonizar al ácido giberélico, el cual, bajo ciertas concentraciones, inhibe la formación de raíces. Muchas otras sustancias que son formadas en las hojas, han estado relacionadas con el enraizamiento; sin embargo, todavía permanecen sin identificar (Mesén, 1993).

Un estudio realizado con la especie *Eucalyptus grandis* por Wilson (1994), mostró que la ausencia de hojas fue negativo para el enraizamiento de las estacas juveniles, existiendo un área foliar óptima para el enraizamiento de 2-5 cm² y una proporción de enraizamiento mayor con una hoja por estaca en lugar de dos. A su vez, las estacas que presentaban hojas con un índice de grosor foliar mayor, enraizaron mejor; esto también se ha presentado en algunas especies de *Citrus*, en donde el grosor del tejido de empalizada se ha relacionado con la capacidad para enraizar (Wilson, 1994).

Para la especie *Khaya ivorensis*, se ha encontrado que la mejor área foliar para el enraizamiento de las estacas ha sido 10 cm² (58% de estacas enraizadas), a diferencia del área de 50 cm² (47%). Para la especie *Triplochiton scleroxylon*, la mejor área foliar fue de 50 cm² (75%), debido al balance entre el efecto del área foliar en la producción de asimilados y los efectos de la pérdida de agua a través de la transpiración (Tchoundjeu y Leakey, 1996; Leakey *et al.* 1982).

Según Kamaluddin y Ali (1996), el efecto que tiene el área foliar sobre la capacidad de enraizamiento, se encuentra relacionado con la producción de carbohidratos derivados de la fotosíntesis. Sugieren que el efecto deletéreo de un área foliar sub-óptima, visto en la especie *Dalbergia sissoo*, demuestra que la especie requiere de productos de la fotosíntesis adicionales para enraizar y de un requerimiento crítico de área foliar, el cual asegure el balance

óptimo entre el efecto positivo de la fotosíntesis y el efecto negativo de la transpiración.

Así como las hojas se asocian con la provisión de carbohidratos, también afectan a las estacas mediante su influencia en el contenido de agua. Para la especie *Triplochiton scleroxylon* se ha visto que una área foliar de 100 cm² está asociada con la reducción del potencial hídrico foliar (valores menores a -1.0 MPa), causando una reducción en el porcentaje de enraizamiento, déficit hídrico y daños fisiológicos en las estacas (Leahey y Coutts, 1989). Para dicha especie, a su vez, se asoció el área foliar con la producción de carbohidratos solubles, siendo mayor los contenidos para las áreas foliares de 10 cm² y 50 cm² y menor para el área foliar de 100 cm² a diferencia del contenido de almidón, el cual fue mayor en las áreas foliares mayores.

A diferencia de lo ocurrido con la especie *Triplochiton scleroxylon* (Leahey y Coutts, 1989) y con *Gmelina arborea* (Díaz *et al.* 1991) para las estacas juveniles de la especie *Cedrela odorata*, el área foliar de 100 cm² fué la que presentó el mayor número de raíces así como el mayor porcentaje de enraizamiento, a diferencia de las áreas foliares de 50 y 25 cm² (Díaz *et al.* 1992). Esto demuestra que el efecto del área foliar en la capacidad de enraizamiento de estacas juveniles, varía de una especie a otra, por lo cual es importante tomar esta variable a la hora de propagar por primera vez una especie mediante el uso de estacas juveniles.

Efecto de los carbohidratos

La iniciación de las raíces de las estacas requiere de energía. Considerando que las sustancias lipídicas normalmente no son abundantes en los tallos, la degradación de carbohidratos se constituye principalmente en una fuente de energía en la estaca para activar el proceso rizogénico, señalándose al almidón, cuando está presente, como fuente principal para el desarrollo del primordio radical (Puri y Khara, 1992).

Algunos investigadores han correlacionado positivamente los niveles de carbohidratos en las estacas con su capacidad para iniciar primordios radicales, reconociendo que una adecuada reserva de hidratos de carbono, en combinación con una relación carbono/nitrógeno (C:N) alta, favorecen el enraizamiento (Gutiérrez, 1995). Sin embargo, existen excepciones,

pues se ha visto que las proporciones bajas de C:N en estacas juveniles de pera, no mostraron correlaciones significativas con la capacidad de enraizamiento, y fue más importante el estado nutricional y el vigor de la planta madre (Veierskov *et al.* 1982).

Mediciones en estacas han mostrado que cuando el contenido de aminoácidos cambia poco durante el enraizamiento, ocurre gran acumulación de carbohidratos. En algunos estudios se ha encontrado que la baja capacidad de enraizamiento ha estado relacionada con el alto contenido de arginininas, histidinas y especialmente el ácido α -aminobutírico (Veierskov, 1988).

Es claro, sin embargo, que los carbohidratos juegan un papel importante en el enraizamiento, por servir de fuente de energía y de producir esqueletos de carbono necesarios para la producción de nuevos productos metabólicos. Si los ortetos son desprovistos de carbohidratos y sucesivamente las estacas son enraizadas bajo condiciones donde la fotosíntesis no puede ocurrir, la carga energética para sustentar el enraizamiento será reducido. Bajo estas condiciones cualquier fuente que supla carbono, beneficiará el proceso de enraizamiento (Veierskov, 1988).

Según Rauter (citado por Gutiérrez, 1995), las estacas deben tener reservas de nutrientes suficientes para sobrevivir al periodo de enraizamiento, y esto se puede mejorar en forma sustancial al agregar hidratos de carbono en forma exógena. Efectivamente, se ha constatado que estacas de *Populus nigra* que no enraizan al ser tratadas con una solución de solo auxina, fueron capaces de enraizar al agregar a la solución un 0.5% de ribosa, glucosa y sacarosa.

La acumulación de carbohidratos en la zona de enraizamiento puede desempeñar un papel en la osmoregulación, junto con la capacidad de servir como un solvente celular y de participar en otros fenómenos fisicoquímicos. La acumulación de solutos osmóticos activos, tales como azúcares, pueden tener un efecto en los procesos metabólicos involucrados con el enraizamiento; sin embargo, dicha posibilidad todavía no ha sido evaluada (Veierskov, 1988).

El modelo propuesto por Dick y Dewar (1992), relaciona la dinámica de los carbohidratos con la formación de raíces en las estacas. Sugieren que el azúcar producido por la fotosíntesis, así como la movilización neta del almidón y su translocación a la raíz, son

utilizados para el crecimiento estructural de las raíces. Además, la existencia de factores fisiológicos y ambientales (cantidad de agua, contenido de nitrógeno, hormonas, así como la temperatura) que acompañan el metabolismo de los carbohidratos, se hayan relacionados con la capacidad de enraizamiento.

Efecto de la fotosíntesis

Algunas evidencias han mostrado que la fotosíntesis no es un requerimiento absoluto para la formación de raíces en las estacas, pues se ha visto que estacas provenientes de algunas especies pueden formar al menos algunas raíces bajo condiciones de oscuridad. Sin embargo, estas observaciones no excluye la posibilidad de que la fotosíntesis para las estacas puede en alguna forma, influir cuantitativamente en la formación de raíces bajo condiciones en donde la fotosíntesis pueda ocurrir (Davis, 1988).

En un estudio realizado con estacas juveniles de la especie *Cordia alliodora* (Mesén *et al.*, 1997a), se mostró que a pesar del rango fotosintético alto registrado por unidad de área foliar en las estacas bajo condiciones de luz directa, éstas presentaron un menor porcentaje de enraizamiento que las estacas bajo sombra, lo que demuestra la importancia de registrar un balance entre fotosíntesis y pérdida de agua. Rangos altos de fotosíntesis, no resultan en altos porcentajes de enraizamiento, cuando las condiciones ambientales no favorecen las buenas condiciones fisiológicas para las estacas (Mesén *et al.*, 1997a). Sin embargo, bajo condiciones ambientales adecuadas, se ha observado que la fotosíntesis provee de carbohidratos, favoreciendo el enraizamiento. A su vez, la fotosíntesis puede indirectamente influenciar el enraizamiento al afectar el suministro de auxinas a la base de las estacas (Davis, 1988).

El coeficiente P_n (coeficiente neto fotosintético), puede influenciar la translocación basipétala de otros factores dentro de las estacas, como por ejemplo el AIA y cofactores que favorecen el enraizamiento (Davis, 1988). Sin embargo, Leakey y Storeton-West (1992), encontraron que altos valores de P_n obtenidos bajo alta irradiación, estuvieron correlacionado con un menor porcentaje de enraizamiento en la especie *Triplochiton scleroxylon*, lo cual lo asociaron a la existencia de supresores fotosintéticos que inhibieron el enraizamiento.

Es difícil poder llegar a obtener evidencias concluyentes de cómo influye la

fotosíntesis en el enraizamiento de las estacas, pues al realizar experimentos para deducir tal efecto, los tratamientos utilizados pueden estar influyendo en otros elementos asociados con el enraizamiento de las estacas, lo cual hace difícil separar sólo el elemento fotosintético.

Conductividad estomática

La conductividad estomática tiende a indicar cuán abiertos o cerrados están los estomas (Salisbury y Ross, 1994). Son muchos los factores que tienden a influir en el cierre o apertura de los estomas, pero todos ellos relacionados con los efectos que causan en la concentración de CO₂. Concentraciones elevadas en las hojas, provoca que los estomas se cierren parcialmente, lo cual sucede tanto en presencia de luz como de oscuridad. A su vez, se ha relacionado al ácido abscísico (ABA), como uno de los factores que afectan el cierre o apertura de los estomas (Salisbury y Ross, 1994). En un estudio realizado por Martin (citado por Newton y Jones, 1993a), las concentraciones de CO₂ obtenidas diariamente en un sistema de propagación sin aspersión fueron de 150 μmol mol⁻¹ en el día, con un incremento durante la noche de 550 μmol mol⁻¹; dichas fluctuaciones fueron consideradas bajas. Según Leakey *et al.* (1990), las bajas concentraciones de CO₂ obtenidas diariamente, pueden limitar la fotosíntesis de las estacas durante la propagación y con ello, restringir el enraizamiento.

Estudios realizados con la especie *Hebe elliptica*, han demostrado que según las condiciones ambientales en las cuales se encuentren las estacas así será la magnitud del cierre o apertura de los estomas, pues en dicha especie, los estomas no estuvieron cerrados completamente durante la propagación y adoptaron un grado de apertura relacionado con las condiciones de evaporación del ambiente (Loach, 1988a). Un estudio más recientes por Newton y Jones (1993b), mostró que la conductividad estomática para un número de estacas de especies tropicales fue generalmente de 0.4 cm s⁻¹ previo a la formación de las raíces, con un máximo de 1.2 cm s⁻¹ registrado para la especie *Terminalia spinosa* bajo nebulización.

Factores exógenos

Medio de enraizamiento

Un buen medio para el enraizamiento de estacas es aquel que reúne las siguientes características (Reddy *et al.* 1993) :

- a) Un sustrato suficientemente firme y denso que sujete las estacas durante el enraizamiento;
- b) Que tienda a retener suficiente humedad;
- c) Alta porosidad para permitir buen drenaje y aireación;
- d) Libre de semillas de malezas y capaz de ser esterilizado sin llegar a producir efectos deletéreos en las estacas;
- e) Con bajos niveles de salinidad.

Normalmente se utilizan mezclas de un compuesto orgánico como turba y de ingredientes inertes tales como granitos de arena, piedra pómez o perlita. Otros constituyentes son utilizados de acuerdo a la disponibilidad local y a los costos, tales como corteza desmenuzada, aserrín, viruta de madera, musgo, turba entre otros (Loach, 1988b).

Loach (1988b) atribuye la relación directa entre el efecto del sustrato y la capacidad de enraizamiento a las características físicas del medio (la proporción relativa de volumen en aire y agua) así como a la composición química y biológica. Por ejemplo, se ha visto que las toxinas presentes en algunos sustratos a base de corteza desmenuzada llegan a influir en la capacidad para enraizar, o influye en la microflora que se encuentra en las estacas y en el medio. A su vez, considera el efecto positivo que tiene la incorporación de inóculo de micorrizas al medio de enraizamiento.

Para la especie *Gmelina arborea* y *Cedrela odorata*, se ha visto que las estacas juveniles que presentaron los mejores resultados en cuanto a número de raíces, brotación y porcentaje de enraizamiento, fueron las establecidas en el sustrato arena, seguido por el establecimiento en una mezcla de arena-grava (50:50 p/v) y por último en grava. Esto sugiere que para estas especies, el sustrato arena permite mejores condiciones de aireación, drenaje y proporciona mejor soporte, en comparación con los demás sustratos (Díaz *et al.* 1991, 1992).

Un estudio realizado con estacas de *Inga dulcis* y *Azadirachta indica* (Reddy *et al.* 1993), utilizando diferentes tipos de sustratos, mostró que las estacas puestas en el sustrato

arena, presentaron los mayores porcentajes de enraizamiento (88 y 70%, respectivamente), seguido por vermiculita y arena de cuarzo. Los autores atribuyeron el máximo porcentaje de enraizamiento obtenido en el sustrato arena, a su alta permeabilidad, su buen drenaje y a la rápida absorción de calor de la atmósfera, permitiendo buenas condiciones para el enraizamiento. Por otro lado, la menor porosidad y la menor absorción de agua presente en la arena de cuarzo fueron considerados como los factores que más contribuyeron al menor porcentaje de enraizamiento.

La influencia del medio de enraizamiento en relación a la toma de agua por parte de las estacas está relacionado con la resistencia que ejerce el medio a la absorción, probablemente a causa del contacto incompleto de la base de la estaca con la película de agua que se encuentra alrededor de las partículas del medio (Grange y Loach, 1983).

La composición relativa en cuanto al volumen ocupado por agua y aire, ha sido usado para especificar los requerimientos óptimos que debe presentar el sustrato para permitir el enraizamiento; se ha visto que cuando se agrega aserrín al sustrato grava, el cual tiene un mayor volumen ocupado por aire que por agua, se aumenta el volumen ocupado por agua, favoreciendo un mayor enraizamiento en estacas de *Gmelina arborea* y *Eucalyptus deglupta*, y reduciendo el porcentaje de enraizamiento en estacas de *Vochysia guatemalensis* (Leakey *et al.* 1990).

Efecto de la humedad

En la atmósfera seca, hay un aumento en la 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 el marchitamiento de los propágulos (Díaz, 1991).

Menores variaciones y valores altos en la humedad relativa, tienen influencia directa sobre las estacas, logrando mantener una condición de turgencia a lo largo del periodo de enraizamiento, lo cual es crítico durante las primeras semanas, ya que es en este tiempo cuando las estacas aún no han desarrollado raíces que puedan compensar grandes pérdidas de agua por transpiración (Mesén *et al.* 1992). Leakey *et al.* (1990) trabajaron con estacas juveniles de

Gmelina arborea, encontrando que un aumento en la temperatura dentro de la cámara de subirrigación, condujo al decrecimiento de la humedad relativa de 95 % hasta 75%, causando un incremento en el déficit de presión de vapor (DPV) y afectando la capacidad de enraizamiento de las estacas.

El efecto más inmediato que Loach (1988a) atribuye al déficit hídrico sobre la capacidad para enraizar, es el cierre estomático. Esto afecta la ganancia de carbohidratos por medio de la fotosíntesis, al reducir la difusión de dióxido de carbono a los cloroplastos. A su vez, relaciona el cierre estomático causado por deficiencia de agua, con el aumento en el contenido del ABA (ácido abscísico), el cual ha sido considerado un inhibidor del enraizamiento.

Al estar relacionado la formación de raíces adventicias con el crecimiento celular y la síntesis de nuevos componentes, la falta de presión de turgencia producto de un déficit hídrico, tiende a reducir la expansión celular, afectando el enraizamiento de las estacas (Loach, 1988a).

Newton y Jones (1993a) mencionan que el éxito de la propagación mediante estacas depende del mantenimiento de condiciones ambientales, tales como temperatura foliar, la irradiación y el déficit de presión de vapor (DPV), involucrados en los procesos metabólicos que se relacionan con el enraizamiento. A su vez, la pérdida de agua en las estacas, es influenciada principalmente por un aumento en el DPV. En el caso de *Cordia alliodora*, se obtuvieron altos valores de DPV bajo irradiación completa, lo cual produjo una reducción en el porcentaje de enraizamiento (Mesén *et al.*, 1997a).

Efecto de la luz

Un incremento en la irradiación ha sido asociado con una reducción en el potencial osmótico, producto de una alta acumulación de solutos y la consecuente pérdida de agua, causando la reducción en el enraizamiento de las estacas. A su vez, un aumento en la irradiación eleva la presión de vapor en la hoja, reduce la presión de vapor en el aire y causa un incremento en la pérdida de agua por las estacas (Loach, 1988a).

Debido a que el medio en el cual están enraizando las estacas ejerce una resistencia

para la toma de agua, Grange y Loach (1983) consideran el reducir la pérdida de agua mediante el control de la luz, por lo que el uso de sombra es esencial en cualquier sistema de propagación utilizado para el enraizamiento.

Se sabe que el nivel de irradiación recibido por las plantas que originan las estacas en coníferas, árboles decíduos y plantas herbáceas, afecta la capacidad de enraizamiento en las estacas tomadas de éstas (Leakey y Storeton-West, 1992; Moe y Andersen, 1988). Con estacas de la especie *Coleonema aspalathoides*, el uso de un 50% de sombra en las plantas de donde se extrajeron las estacas, mejoró la capacidad de enraizamiento, mientras que al utilizar mayores niveles de sombra, se dio una disminución, atribuida a la reducción en el contenido de carbohidratos presentes en las estacas (Heller *et al.* 1994). Para Leakey y Storeton-West (1992) todavía no es claro si la reducción de la capacidad para enraizar bajo una alta irradiación, es debido a un exceso en la acumulación de carbohidratos, a un déficit de agua o a otros factores.

Según Mesén *et al.* (1997a), diferentes intensidades de luz asociadas con variaciones en el área foliar de las estacas, tienden a presentar un efecto en la capacidad de enraizamiento. Esto se demostró en un estudio realizado con estacas de la especie *Cordia alliodora*, al utilizar estacas con un área foliar de 10 cm^2 en un propagador bajo sombra con irradiación máxima de $88 \mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, se presentó bajo porcentaje de enraizamiento (58.3%), mientras que estacas con áreas foliares de 20 cm^2 y 30 cm^2 , enraizaron bien (77.8 y 79.2%, respectivamente). Estos autores sugieren que el bajo enraizamiento producido con el área foliar de 10 cm^2 , puede deberse a que los rangos fotosintéticos y reservas en las hojas fueron insuficientes para soportar el tamaño de la estaca para iniciar la formación de raíces. Un estudio realizado por Leakey y Storeton-West (1992), con la especie *Triplochiton scleroxylon*, demostró que tanto la calidad como la cantidad de luz recibida por las plantas que originaron las estacas, afectaron el enraizamiento. La capacidad de enraizamiento aumentó cuando la proporción R:RL (rojo:rojo lejano) fue de 1,6 a diferencia de 6,3; además, cuando la irradiación fue de $250 \mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, el porcentaje de enraizamiento aumentó, a diferencia de una irradiación de $650 \mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$. Se sugiere que el efecto de una alta irradiación en la formación de pocas raíces por estaca, se puede deber a un establecimiento temprano de dominancia por parte de la raíz

primaria formada. A su vez, el rango neto fotosintético mayor obtenido con irradiaciones menores, relaciona la capacidad de enraizamiento en función de la capacidad para producir asimilados (Leakey y Coutts, 1989).

Efecto de la temperatura

Un aumento en la temperatura promueve el crecimiento de las yemas a expensas de la producción de raíces. A su vez, bajas temperaturas pueden restringir la actividad fisiológica de las estacas y con ello, reducir el enraizamiento (Loach, 1988b). Debido a que las temperaturas dependen del nivel de irradiación, el uso de sombra es una medida efectiva para prevenir un aumento en la temperatura del sustrato de enraizamiento y del aire que rodea las estacas (Leakey y Mesén, 1991).

Para especies tropicales, la temperatura óptima del aire para favorecer el enraizamiento es de 20 - 25 °C, aunque temperaturas mayores de hasta 30 °C son aceptables siempre y cuando se mantenga una humedad relativa alta (95%); sin embargo, las temperaturas tienden a variar según la especie (Leakey *et al.* 1990). El enraizamiento de estacas juveniles de la especie forestal *Balanites aegyptiaca*, se obtuvo con temperaturas entre los 31 °C y 37 °C en el sustrato de enraizamiento y temperaturas entre los 22 °C a 39 °C en la cámara de enraizamiento (Mbah y Retallick, 1992).

Temperaturas entre los 20 °C y 28 °C en cámaras de enraizamiento (para estacas de la especie *Triplochiton scleroxylon*), fueron óptimas para el enraizamiento de las estacas, especialmente cuando fueron tratadas con auxinas; con temperaturas de 33 °C y 38 °C, el enraizamiento fue inicialmente similar al obtenido a 28 °C, pero las estacas que no habían enraizado, cuatro meses después comenzaron a deteriorarse y a morir (Leakey *et al.* 1982). Para el caso del enraizamiento de estacas juveniles de *Eucalyptus*, se ha sugerido temperaturas altas entre los 25 °C y 30 °C (Hartney, 1980) con una humedad relativa entre los 95-100% (Rawat *et al.* 1994).

Según Leakey *et al.* (1990), las temperaturas bajas son importantes por dos razones: i) las tasas de evaporación son menores, y ii) la capacidad de retención de agua del aire es dependiente de la temperatura, por lo que temperaturas bajas ayudan a evitar el estrés hídrico

al mantener la humedad relativa alta.

Sistemas de propagación

Según Jinks (1995), las funciones de los sistemas de propagación son: las de mantener una atmósfera de baja evaporación y minimizar la pérdida de agua en las estacas, sin llegar a afectar la aireación del medio de enraizamiento; asegurar temperaturas adecuadas para la formación de raíces en la base de las estacas; y proveer suficientes niveles de luz para la fotosíntesis.

El uso de sombra en los sistemas de propagación tiende a reducir la temperatura en las hojas así como la presión de vapor dentro de estas. Con la llegada de los sistemas de propagación mediante nebulización por aspersión, el efecto del enfriamiento del vapor, permitió una reducción en el uso de la sombra; además, redujo el gradiente de presión de vapor foliar al incrementar la humedad (Loach, 1977).

En muchos países tropicales, el elevado capital y los costos en el mantenimiento de los sistemas de nebulización y de otros sistemas de propagación, los hacen inapropiados excepto para proyectos a gran escala comercial (Newton y Jones, 1993a); es por ello que surgió la idea de crear un sistema más simple y económico capaz de funcionar en condiciones de ausencia de electricidad y de agua de cañería, el cual es el propagador de polietileno (Leakey *et al.* 1990), también llamado el propagador de sub-irrigación (Mesén *et al.* 1992). La efectividad del propagador de sub-irrigación parece radicar en su capacidad de minimizar el estrés hídrico, protegiendo las estacas de las fuertes variaciones ambientales externas, capaz de mantener humedades relativas arriba de los 90%, al igual que lo hace el propagador de nebulización por aspersión (Newton y Jones, 1993a). Bajo condiciones tropicales, el propagador de sub-irrigación también mantiene las temperaturas del aire y del sustrato dentro de los rangos normales para el enraizamiento de especies forestales (20-25 °C y 18-30 °C, respectivamente) (Mesén *et al.* 1992).

ESPECIES A UTILIZAR EXPERIMENTALMENTE

Hyeronima alchorneoides (ALLEMAO), EUPHORBIACEAE

Esta especie es conocida popularmente en Costa Rica con los nombres de pilón y zapatero (Sánchez, 1983). Presenta un rango de distribución amplio, el cual va desde Belice a través de Centro América hasta Panamá, y en Sur América, Colombia, Perú y Brasil (Benítez, 1988). En Costa Rica se ha observado principalmente en la costa Atlántica, Sarapiquí y Puntarenas (Sánchez, 1983).

Es un árbol emergente, abundante en bosques tropicales húmedos y muy húmedos, con una precipitación lluviosa anual de 3500-5000 mm y una temperatura que fluctúa de 24-30 °C. Se encuentra en planicies muy húmedas y pantanosas donde el suelo es aluvial o franco arcilloso y ácido. El ámbito altitudinal de la especie oscila entre 20 m s.n.m y 900 m s.n.m (Flores, 1993).

Es una especie con hojas simples, alternas, de 10-30 cm de largo y 5-19 cm de ancho, con estípulas, elípticas, de ápice acuminado, verdes, rojizas cuando viejas; los frutos son globosos de color rojo hasta negro cuando maduran (Sánchez, 1983). Presenta un tamaño de mediano a grande, de hojas muy gruesas, fuste recto y cilíndrico, a menudo con gambas extendidas (Carpio, 1995).

La escasa cantidad de árboles de ésta especie en los bosques naturales y la variable producción de frutos, pueden significar una limitante para la producción a gran escala. Sin embargo, los árboles producen grandes cantidades de semillas (Encuentro sobre Especies Nativas y Exóticas para la Reforestación en la Zona Sur de Costa Rica, 1992).

En Costa Rica, su floración ocurre dos veces al año, principalmente durante los meses de mayo a julio, con un pico de floración en junio (Flores, 1993). La época de floración puede variar según los patrones de lluvia y a lo largo del ámbito de distribución. Su madera se utiliza en construcciones pesadas, puentes, carpintería, durmientes de ferrocarril, pisos, pilotes, postes, tornería, pulpa de papel, entre otros (Benítez, 1988).

La cantidad de árboles de esta especie en los bosques naturales va de media a baja. Lo anterior, unido a la producción variable de frutos en relación con el tiempo, puede significar

una limitante en la reproducción de la especie (Encuentro Regional sobre Especies Forestales Nativas de la Zona Norte y Atlántica, 1992). Es por ello que la posibilidad de propagación vegetativa adquiere gran relevancia, con el fin de llegar a conservar y aprovechar la variación genética que aún existe en esta especie.

Para 1992 se reportaban plantaciones experimentales de esta especie en Convento de Pérez Zeledón, la finca La Selva en Sarapiquí así como en Uvita (Organización para Estudios Tropicales, 1992).

Platymiscium pinnatum (BENTH), FABACEAE

Pertenece a la familia Fabaceae, sub familia Papilionoidea. Entre sus nombres comunes están: Cristóbal y Cachimbo. Es una de las maderas más finas de Costa Rica.

Esta especie se localiza desde el sur de México hasta Venezuela. En Costa Rica se encuentra en la costa pacífica, en elevaciones bajas con climas húmedos y muy húmedos (Carpio, 1995). Algunas plantaciones se han ubicado alrededor de Pejibaye de Pérez Zeledón entre los 400 y 700 m.s.n.m, en suelos de aluvión y de ladera, y en Burica, La Calera, Potrero Grande, la Florida de Pérez Zeledón y en áreas cercanas al Parque Nacional Corcovado (Encuentro sobre Especies Nativas y Exóticas para la Reforestación en la Zona Sur de Costa Rica, 1992).

Es un árbol de tamaño grande, de hojas pinnadas, opuestas y coriáceas. Las inflorescencias están constituidas por racimos de flores de color amarillo. Los frutos son legumbres oblongas, aplanadas e indehiscentes (Holdridge y Poveda, 1975). La época de producción de semillas se puede encontrar entre marzo y agosto aunque varía según la zona en que se encuentre (Organización para Estudios Tropicales, 1992). Sus semillas al ser almacenadas a temperatura ambiente, pierden su viabilidad en menos de un mes.

La recolecta de gran cantidad de semillas con el fin de obtener una producción de la especie a gran escala, se a visto reducidô a causa de la baja cantidad de árboles remanentes (Encuentro sobre Especies Nativas y Exóticas para la Reforestación en la Zona Sur de Costa Rica, 1992).

La madera de esta especie es conocida por su excelente durabilidad natural; es bien

apreciada y utilizada especialmente para pisos, muebles, gabinetes, construcción pesada, pisos industriales, ebanistería, tornería, chapa y madera contrachapada (Carpio, 1995), así como para la confección de marimbas y ruedas de carretas (Holdridge y Poveda, 1975).

Para 1992 se reportaban plantaciones en Pejibaye y en el Líbano de Pérez Zeledón. La Dirección General Forestal estableció un ensayo formal en la finca La Palmira de la Universidad Nacional (Organización para Estudios Tropicales, 1992).

Terminalia oblonga (RUIZ & PAVON), COMBRETACEAE

Los nombres vernáculos de esta especie en Costa Rica son: Guayabo de monte, Guayabón y Surá. Se encuentra desde Guatemala hasta la cuenca del Amazonas, y se le siembra como árbol de sombra y maderable en los cafetales de El Salvador y Guatemala (Hartshorn, 1991), así como árbol de sombra para el cacao (Organización para Estudios Tropicales, 1992). En Costa Rica se ha observado en ambas vertientes, principalmente en las provincias de Limón y Guanacaste, en Turrialba, San Ramón de Alajuela, Puerto Viejo de Sarapiquí y la Península de Osa (Sánchez, 1983). Esta especie es común en los bosques de laderas y llanuras húmedas (Carpio, 1995).

Es uno de los árboles emergentes del bosque que crecen en suelos aluviales recientes, bien drenados, y forma parte de la flora riparia en las zonas más secas, en que la precipitación anual es de 1500-2000 mm. También se encuentra en las faldas de las colinas, en bosques húmedos y muy húmedos, con precipitaciones anuales de 3000-3500 mm (Flores, 1994).

Las hojas son simples, alternas, bastante apiñadas en el extremo de los tallos, simpodialmente ramificados, obovadas y brevemente caducifolias, con flores pequeñas amarillo verdosas y frutos dispersados por el viento con semillas recalcitrantes.

La especie florece en dos épocas diferentes. La mayor floración tiene lugar de diciembre hasta febrero; sin embargo, hay un segundo periodo de floración de agosto a setiembre. En algunos lugares, los árboles adelantan o atrasan el periodo de floración (Flores, 1994).

El surá tiene aproximadamente 53,000 frutos por kilogramos, con una capacidad germinativa del 53% (Organización para Estudios Tropicales, 1992). Se considera que la

producción a gran escala de esta especie es difícil por la falta de árboles semilleros (Encuentro sobre Especies Nativas y Exóticas para la Reforestación en la Zona Sur de Costa Rica, 1992).

La madera de esta especie es de buena calidad, y se utiliza en la elaboración de puentes y cubiertas de barcos, traviesas para líneas de ferrocarril, pilotes de muelles, pisos para viviendas, ebanistería y contrachapado (Flores, 1994).

Se considera una especie indicadora de suelos aluviales y de buena calidad. En la Península de Osa para 1992 existían ocho hectáreas plantadas en terrenos campesinos (Organización para Estudios Tropicales, 1992). Hasta octubre de 1990 se había establecido plantaciones experimentales en la Estación Experimental La Selva, en Guápiles. En dichos sitios hay árboles que son utilizados como fuente de semillas. En la actualidad también se han establecido plantaciones en fincas particulares debido al alto potencial que presenta esta especie para la reforestación (Organización para Estudios Tropicales, 1997).

MATERIALES Y METODOS

UBICACION DEL EXPERIMENTO

Las pruebas de enraizamiento para las tres especies fueron realizadas en el vivero del Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE) en Turrialba, Costa Rica, localizado a 9° 38' latitud norte y 83° 38' longitud oeste, a una altitud de 602 msnm, con una precipitación media anual de 2607 mm, una humedad relativa promedio de 87.8% y una temperatura media anual de 21.7 ° C (CATIE, 1995).

DESCRIPCIÓN

Se realizaron dos experimentos de enraizamiento en estacas juveniles, utilizando para ello propagadores de sub-irrigación, los cuales están basados en un diseño realizado por Howland, modificado por Leakey y Longman en 1988 (Leakey *et al.* 1990)(Anexo A1).

Las estacas juveniles de las tres especies se obtuvieron de plantas derivadas de semilla por polinización abierta de árboles semilleros y suministradas por el Banco de Semillas del

Instituto Tecnológico de Costa Rica, ubicado en Santa Clara de San Carlos. Estas plantas fueron establecidas a un distanciamiento de 30 x 30 cm en el vivero forestal del CATIE, siendo regadas a capacidad de campo diariamente durante la estación seca y fertilizadas tres veces cada cinco semanas, con aplicación de 30g por planta en el suelo del fertilizante 10-30-10 (FERTICA, Puntarenas, Costa Rica) conteniendo 10%N, 30%P y 10%K.

La colecta de las estacas se realizó de 8 a 11 a.m., tomándose de ramas o rebrotes que provenían de diferentes partes de la planta y que presentaban un crecimiento ortotrópico; el nudo superior de cada rama utilizada fue descartado, obteniéndose las estacas de los cuatro nudos foliares siguientes. Se utilizaron estacas de 5cm de largo con un corte transversal arriba del nudo foliar. Cada una de las estacas presentó una única hoja cuya área foliar varió según el experimento. Posteriormente a la corta, las estacas se colocaron bajo sombra en un recipiente con agua para evitar el "estrés" fisiológico que podrían sufrir en el período desde la corta hasta su establecimiento en el propagador. Una vez obtenidas las estacas, cada una de las plantas donantes fue podada completamente, dejando un tocón de aproximadamente 10 cm de longitud; un mes después del corte, se realizó una deshija con el fin de dejar únicamente tres a cuatro rebrotes por tocón.

Con el fin de eliminar el efecto de posición de la estaca en el rebrote, se realizó una mezcla de todas las estacas y fueron seleccionadas aleatoriamente conforme se iban preparando para su establecimiento en el propagador.

Las soluciones de ácido indol-3-butírico (AIB) fueron preparadas disolviendo una cantidad específica de auxina en metanol con el fin de obtener la concentración deseada. El AIB disuelto en metanol se aplicó a la base de cada estaca en 10 μ l de solución, utilizando una microjeringa, y provocando la evaporación inmediata del alcohol a través de una corriente de aire generada por un ventilador común. Con el fin de evaporar el alcohol rápidamente, cada una de las estacas fue colocada en una caja tipo túnel cuyo techo estaba construido de plástico con pequeños hoyos. En cada uno de los hoyos fueron colocadas las estacas, de manera que los tallos quedaron al contacto directo con la corriente de aire generada por el ventilador, pero protegiendo las hojas de la transpiración.

Previo al establecimiento de las estacas, pequeños hoyos fueron hechos en el sustrato

a una profundidad de 2cm, usando una tabla con pines de madera ubicados a espacios regulares (5 cm x 5 cm). La tabla fue presionada sobre el sustrato, quedando de ésta manera los hoyos formados. Durante el establecimiento de cada uno de los experimentos, las estacas fueron rociadas con agua mediante el uso de un rociador manual común, cada vez que la tapa del propagador era abierta.

Una vez colocadas en los propagadores, las estacas fueron rociadas (a nivel foliar), con agua dos veces al día, a las 7 y 14 hrs.

Experimento 1 (Efecto de tres tipos de sustratos y seis dosis de ácido indol-3-butírico sobre la capacidad de enraizamiento de estacas de *Hyeronima alchorneoides*, *Platymiscium pinnatum* y *Terminalia oblonga*)

El experimento fue establecido durante la tercera semana de marzo de 1997 para las tres especies, y tuvo una duración de nueve semanas. Se utilizaron seis propagadores de subirrigación, dos por cada especie. Las estacas provinieron de rebrotes de ocho meses de edad, y se hizo uso de 310 estacas de *P. pinnatum*, y 380 estacas de *H. alchorneoides* y *T. oblonga*. Se probó el efecto que tuvo la aplicación de diferentes dosis de AIB (0; 0,1; 0,2; 0,4; 0,8 y 1,6%) y distintos tipos de sustratos (arena, aserrín y grava fina) sobre la capacidad de enraizamiento. Exceptuando el aserrín, los demás sustratos fueron lavados con agua previo a su colocación en los propagadores. Se utilizaron estacas con una única hoja cuya área foliar fue de 25 cm² para *H. alchorneoides* y *T. oblonga*, y de 30 cm² para *P. pinnatum*. Con el fin de estandarizar el área foliar en todas las estacas, se construyeron plantillas de cartón con el área deseada. La grava utilizada presentaba un diámetro aproximado de 0.5 cm.

Para disminuir la temperatura y la radiación solar en las cámaras propagadoras, el área de propagación se protegió con una malla negra (sarán, con una promedio de radiación solar de 42.65 μ molm⁻²s⁻¹), colocada a dos metros sobre el suelo.

Debido a que el surá no respondió bien durante el primer experimento por la excesiva lignificación de los rebrotes, se repitió de nuevo en la primera semana de junio en el nuevo vivero del CATIE, utilizando estacas provenientes de rebrotes de ocho semanas de edad de las plantas donadoras.

En las estacas de *P. pinnatum* y *H. alchorneoides* se realizaron mediciones de diámetro

central utilizando un vernier.

Experimento 2 (Efecto del uso de tres niveles de luz y tres niveles de área foliar sobre la capacidad de enraizamiento de estacas de *Hyeronima alchorneoides* y *Platymiscium pinnatum*)

Se estableció una vez concluido el primer experimento. Para cada especie se utilizaron tres propagadores. En ambas especies se hizo uso de 290 estacas derivadas de rebrotes de 2 meses de edad para el caso de *P. pinnatum* y de tres meses en el caso de *H. alchorneoides*, derivadas de los tocones podados con anterioridad en las plantas donantes, una vez que se estableció el primer experimento. El experimento se montó en la segunda semana de junio para la especie *P. pinnatum* y en la segunda semana de julio para *H. alchorneoides*. Tuvo una duración de cinco y seis semanas en *H. alchorneoides* y *P. pinnatum*, respectivamente. Se analizó los efectos de diferentes niveles de luz y áreas foliares sobre la capacidad de enraizamiento de las estacas. Al igual que en el experimento uno, se fabricaron plantillas de cartón con el área foliar a utilizar. Las áreas foliares para *H. alchorneoides* fueron de 15 cm², 25 cm² y 50 cm². Para el caso de *P. pinnatum*, las áreas foliares fueron de 15 cm² (un foliolo), 30 cm² (dos foliolos de 15 cm² cada uno) y 60 cm² (cuatro foliolos de 15 cm² cada uno). Los diferentes niveles de luz fueron obtenidos ubicando diferentes propagadores a plena exposición solar (radiación solar promedio de 300.99 μ molm⁻²s⁻¹), con una capa (radiación solar promedio de 153.37 μ molm⁻²s⁻¹) y dos capas de sarán (radiación solar promedio de 81.38 μ molm⁻²s⁻¹).

Para este ensayo se utilizó el mejor sustrato y la mejor dosis de AIB resultante del primer experimento. En ambas especies se utilizó como sustrato la arena, y las dosis de AIB aplicadas fueron de 0.4% en estacas de *P. pinnatum* y de 1.6% para estacas de *H. alchorneoides*.

Instrumental utilizado

Para ambos experimentos y las tres especies, el área foliar se determinó haciendo uso de un medidor óptico AM 100 (ADC, Hoddesdon, Inglaterra).

Durante el período de la realización de los experimentos, las condiciones ambientales de la cámara de propagación fueron registradas durante una semana mediante un microprocesador 21X (Campbell Scientific Ltd., Loughborough, UK). Las temperaturas del aire y foliar se midieron usando sensores térmicos (Tipo K cromo-aluminio, T.C. Ltd, Uxbridge, UK); para la humedad relativa se utilizó el sensor de humedad (MP 100 Rotronic Probes, por Campbell Scientific Ltd., Loughborough, UK); para la irradiación se utilizó un sensor de cuantos de luz (Skye Instruments Ltd., Llandrindod Wells, U.K., por Campbell Scientific Ltd., Loughborough, UK) y para la temperatura del sustrato se utilizó las sondas "107" (Campbell Scientific Ltd., Loughborough, UK). El microprocesador 21X se programó para registrar lecturas cada 60 segundos y calcular los promedios de lecturas almacenadas cada 5 minutos.

El sensor de humedad fue colocado dentro de una caja plástica para ser protegido del agua condensada, así como del agua que cae a la hora de rociar las estacas con el fin de no interferir con los registros de humedad relativa. Las sondas "107" se insertaron en el medio de enraizamiento a una profundidad de 2-3 cm. Para medir la temperatura foliar, los sensores térmicos fueron mantenidos en contacto con la superficie abaxial de la hoja, con el sensor apuntando hacia arriba, y la hoja cuidadosamente posesionada sobre este para asegurar el permanente contacto con el sensor.

Cada uno de los sensores mencionados anteriormente, tuvieron una posición central dentro del propagador, excepto en el experimento que involucra distintos sustratos, en donde el conjunto de sensores térmicos y las sondas "107" se situaron centralmente en una parcela por cada tipo de sustrato.

Para la determinación del coeficiente neto fotosintético (P_n) así como la conductividad estomática (g_s), se utilizó un sistema portátil de medición de intercambio gaseoso con un analizador de gases infrarrojo (IRGA, LCA-3, ADC, Hoddesdon, UK), unido a una cámara foliar Parkinson (Analytical Development Co. Ltd., Hoddesdon, UK). Antes de cada medición, se aseguró que la superficie de la hoja se encontrara seca, para así prevenir lecturas inexactas de conductividad debidas a la presencia de agua en la superficie de las hojas, por lo que se procedió a secar la superficie utilizando papel absorbente. La cámara foliar se conectó

al LCA a través de un pequeño hoyo en el propagador permitiendo lecturas de intercambio gaseoso mientras que la cubierta del propagador permanecía cerrada. El IRGA se revisó y calibró cuantas veces fuera necesario para cada medición.

DISEÑO EXPERIMENTAL

Experimento 1 (Efecto de tres tipos de sustratos y seis dosis de ácido indol-3-butírico sobre la respuesta de enraizamiento de estacas de *Hyeronima alchorneoides*, *Platymiscium pinnatum* y *Terminalia oblonga*)

Para evaluar la respuesta de las estacas a los tratamientos, se utilizó un diseño completamente al azar con arreglo en parcelas divididas, cinco repeticiones y unidades experimentales de tres a cuatro estacas para *P. pinnatum*, y de cuatro estacas para *H. alchorneoides* y *T. oblonga*. La parcela grande correspondió a los diferentes sustratos y las subparcelas a las diferentes dosis de AIB. El modelo estadístico para el diseño fue el siguiente:

$$Y_{ijk} = \mu + S_i + \epsilon_{ij} + D_k + (SD)_{ik} + \epsilon_{ijk}$$

Y_{ijk} = observación individual obtenida en el i -ésimo sustrato, la j -ésima repetición y la k -ésima dosis de AIB.

i = sustratos

j = repeticiones

k = dosis

μ = promedio general

S_i = efecto del nivel i del factor A (sustrato)

ϵ_{ij} = variación al azar de la parcela principal (Error A)

D_k = efecto del nivel k del factor B (dosis)

$(SD)_{ik}$ = interacción entre el factor A (sustrato) y el B (dosis)

ϵ_{ijk} = variación al azar entre las subparcelas (Error B)

El análisis de varianza fue el siguiente:

FUENTE DE VARIACION	GRADOS DE LIBERTAD
Sustrato (S)	2
Error _(A) : Rep (S)	12
Dosis (D)	5
S X D	10
Error _(B) : Rep(S) X D	60
TOTAL	89

Experimento 2 (Efecto del uso de tres niveles de luz y tres niveles de área foliar sobre la capacidad de enraizamiento de estacas de *Hyeronima alchorneoides* y *Platymiscium pinnatum*).

Se utilizó un diseño completamente al azar con arreglo en parcelas divididas con cinco repeticiones y seis estacas por unidad experimental. La parcela grande correspondió a los regímenes de luz y las subparcelas a las diferentes áreas foliares. El presente arreglo de tratamientos tiene la particularidad de que cada régimen de luz es considerado como una repetición por sí misma (efecto aleatorio); en respuesta a ello, se combinaron los tres regímenes de luz (parcelas grandes), en los cuales se repitió cinco veces los niveles de área foliar. El modelo estadístico para el diseño es el siguiente:

$$Y_{ijk} = \mu + L_i + \varepsilon_{ij} + A_k + (LA)_{ik} + \varepsilon_{ijk}$$

Y_{ijk} = ...observación individual obtenida en la i-ésima luz, la j-ésima repetición y el k-ésimo área foliar.

i = luz

j = repeticiones

k = área foliar

μ = promedio general

L_i = efecto del nivel i del factor A (luz)

ε_{ij} = variación al azar de la parcela principal (Error A)

A_k = efecto del nivel k del factor B (área foliar)

$(LA)_{ik}$ = interacción entre el factor A (luz) y el B (área foliar)

ε_{ijk} = variación al azar entre las subparcelas (Error B)

El análisis de varianza es el siguiente:

FUENTE DE VARIACION	GRADOS DE LIBERTAD
Luz (L)	2
Error (A)= Rep(L)	12
Areas (A)	2
L X A	4
Error (B)= Rep (L) x A	24
TOTAL	44

PROCEDIMIENTOS ANALITICOS

Para las pruebas estadísticas realizadas en cada uno de los experimentos se utilizó el programa SAS (Statistical Analysis System, 1987). El análisis de varianza de los diseños experimentales se realizó con el procedimiento PROC GLM del programa SAS. El nivel de significancia utilizado en los factores y sus interacciones fue del 5%.

Variables de respuesta

Las variables de respuesta a medir fueron las siguientes:

- a) Número de raíces por estaca, porcentaje de enraizamiento, de estacas defoliadas y de mortalidad

Para el primer experimento se monitoreó semanalmente el número de estacas enraizadas (tomándose como una estaca enraizada, aquella que tuviese raíces de 2mm o más de longitud), el número de raíces por estaca (2mm o mas de longitud), el porcentaje de estacas con caída foliar o defoliadas (aquellas que hubiesen perdido la totalidad de su área foliar) y el porcentaje de estacas muertas (cuando el tallo presentaba un color negruzco). Dichas variables se evaluaron por un periodo de nueve semanas para el caso de *H. alchorneoides* y *P. pinnatum*, y seis semanas en *T. oblonga*. En el segundo experimento, se monitoreó semanalmente las mismas variables por un periodo de seis semanas para *P. pinnatum* y cinco semanas para *H. alchorneoides*.

Se realizaron análisis de varianza y pruebas de rango múltiple de Tukey para estas

variables, utilizando los datos acumulados hasta la última semana de evaluación, en las tres especies y en los dos experimentos. Para el primer experimento, en *P. pinnatum* y en *H. alchorneoides*, se realizaron regresiones con el fin de determinar las posibles correlaciones entre el diámetro de las estacas con la capacidad de enraizamiento y el número de raíces producidas por estaca.

Debido a la falta de normalidad en el primer experimento para las variables mortalidad y caída foliar en estacas de *P. pinnatum*, los datos fueron transformados a logaritmo natural y a arcoseno, respectivamente. En *H. alchorneoides*, el número promedio de raíces por estaca se transformó a logaritmo natural. En *T. oblonga* los datos de número de raíces por estaca, se transformaron a logaritmo natural.

Para *P. pinnatum*, en el segundo experimento los datos de enraizamiento y mortalidad se transformaron a arcoseno y logaritmo natural, respectivamente. Para el pilón los datos de enraizamiento y mortalidad se transformaron a arcoseno.

b) Coeficiente neto fotosintético (P_n) y conductancia estomática (g_s)

Se determinaron para el segundo experimento para *P. pinnatum*, evaluándose en cinco estacas por tratamiento en dos periodos: uno antes y otro después del enraizamiento. Para cada área foliar se determinó el P_n y g_s en un único foliolo de 15cm².

Debido a que los datos de la conductancia estomática no mostraron normalidad se transformaron a logaritmo natural.

c) Contenido relativo de agua (CRA) foliar

Se determinó para ambos experimentos en estacas de *P. pinnatum* y *H. alchorneoides*. Se utilizó el método descrito por Beaddle *et al.* (1985), basado en mediciones de masa fresca durante el tiempo de muestreo (F), masa turgente (T), obtenido después de poner a flotar las hojas en agua destilada durante 24 horas, y masa seca (S), tomada después de secar las hojas en un horno a 80 ° C durante 24 horas. El CRA se calculó de la siguiente manera:

Las masas de las muestras fueron determinadas mediante el uso de una balanza

$$CRA = \frac{F - T}{T - S} \times 100$$

analítica.

Por ser un método que implica realizar muestreos destructivos, se utilizaron de cuatro a cinco estacas por tratamiento para determinar el CRA foliar. Las determinaciones se realizaron en dos periodos: uno antes del enraizamiento y el otro, después del enraizamiento. Cada una de estas variables fue analizada mediante análisis de varianza así como de regresión, para determinar su posible efecto sobre el porcentaje de enraizamiento y el número de raíces por estaca.

En el segundo experimento los datos del CRA obtenido en estacas enraizadas de *H. alchorneoides* no presentó normalidad por lo que se transformaron a arcoseno.

Para ambos experimentos, en el análisis de varianza se utilizaron pruebas de contrastes ortogonales, tanto para los efectos simples como para la interacción entre éstos. En el primer experimento se realizó a su vez, la prueba de rango múltiple de Tukey para el factor sustrato. Cuando el análisis de varianza presentó significancia en los factores dosis o área foliar, para algunas de las variables evaluadas, se realizó un modelo de regresión del polinomio de mejor ajuste. Cuando hubo significancia para la interacción sustrato x dosis (primer experimento), y la interacción luz x área foliar (segundo experimento), se realizó una partición de la misma, usando modelos de regresión de las dosis dentro de cada sustrato o las áreas foliares dentro de cada nivel de luz.

Para la variable porcentaje de estacas enraizadas, se calcularon errores estándares por tratamiento, con el fin de ser establecidos en los gráficos de enraizamiento a través del tiempo.

Se realizaron pruebas de regresión para relacionar las variables CRA, P_n y g_S con el porcentaje de enraizamiento y número promedio de raíces por estaca.

Pruebas de validez de los modelos lineales

Para la comprobación de la validez de los modelos lineales obtenidos en los dos experimentos, se realizó la prueba de normalidad y homogeneidad de los residuos. Para ello se realizó la prueba de Bondad de Ajuste de Shapiro-Wilk (procedimiento en el SAS, PROC Univariate) y la prueba de homogeneidad de varianzas de Bartlett (procedimiento en el SAS, PROC Discrim), respectivamente.

RESULTADOS

Experimento 1 (Efecto de tres tipos de sustratos y seis dosis de ácido indol-3-butírico sobre la respuesta de enraizamiento en estacas de *Hyeronima alchorneoides*, *Platymiscium pinnatum* y *Terminalia oblonga*).

Condiciones ambientales dentro de las cámaras de propagación:

Las condiciones ambientales promedio existentes en la cámara de propagación durante el desarrollo de este experimento, se presentan en el Cuadro 1:

Cuadro 1. Condiciones ambientales promedio dentro de las cámaras de propagación durante el desarrollo del experimento 1, Turrialba, Costa Rica.

	(\bar{x})	Rango
Humedad relativa (%)	97.92	92.37 - 100
Temperatura del aire (°C)	22.01	19.59 - 24.37
Temperatura sustrato (°C)	24.36	22.25 - 27.05
Radiación solar ($\mu \text{ mol m}^{-2} \text{ seg}^{-1}$)	42.65	5.6 - 208.6

El comportamiento de las variables mencionadas en el Cuadro 1 a lo largo de un día típico para las condiciones del sitio experimental, se presentan en las Figuras 1, 2 y 3

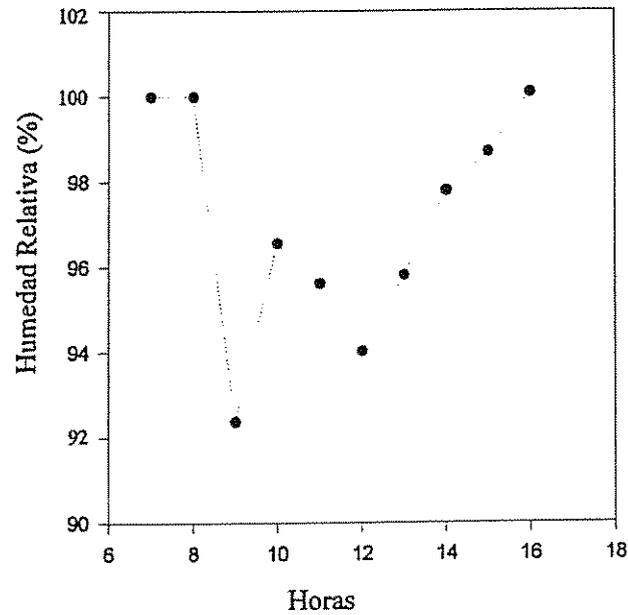


Figura 1. Comportamiento de la humedad relativa a lo largo de un día soleado, dentro de la cámara de propagación, Turrialba, Costa Rica.

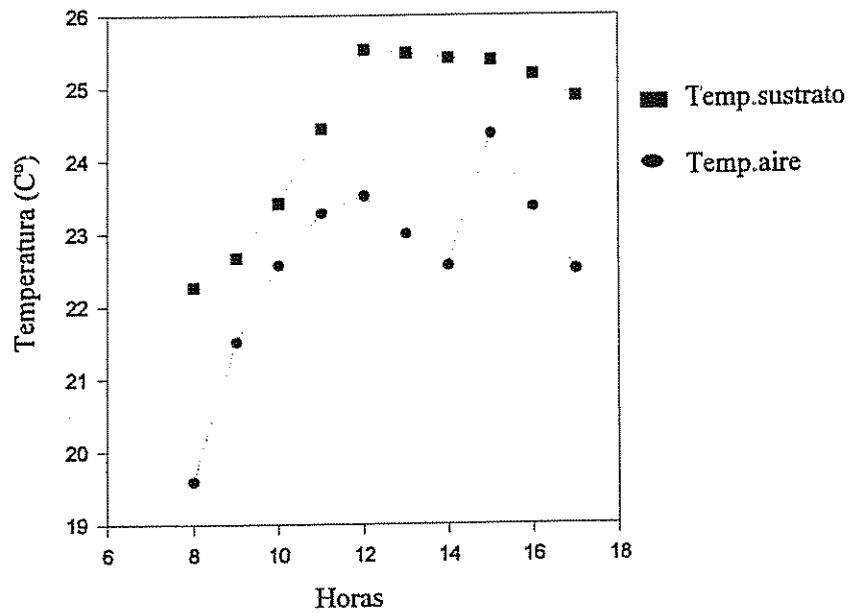


Figura 2. Temperatura del aire y de sustrato en un día soleado dentro de las cámaras de propagación, Turrialba, Costa Rica.

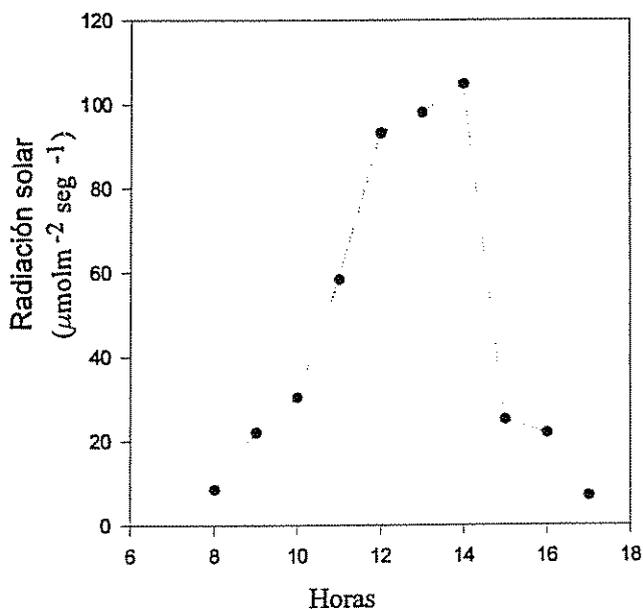


Figura 3. Radiación solar por hora en un día soleado, dentro de las cámaras de propagación, Turrialba, Costa Rica. Cada valor es el promedio de 6 detectores de luz.

Resultados por especie

Platymiscium pinnatum

Nueve semanas después del establecimiento de las estacas, los análisis de varianza realizados para las variables porcentaje promedio de estacas enraizadas, de mortalidad, de estacas con caída foliar así como el número de raíces por estaca, presentado en el Cuadro 2, indicaron que estadísticamente, existieron diferencias significativas entre los sustratos probados, mientras que la variable dosis sólo fue significativa para el número de raíces por estaca; la interacción dosis x sustrato no fue estadísticamente significativa para ninguna de las variables evaluadas.

Cuadro 2. Análisis de varianza para el porcentaje promedio de enraizamiento, de mortalidad, de estacas con caída foliar y número promedio de raíces por estaca, para *P. pinnatum* a las nueve semanas de edad, Turrialba, Costa Rica.

CUADRADOS MEDIOS Y PROBABILIDADES							
FV	gl	Enraizamiento	P	Nº raíces	P	Mortalidad ^a	P
Sustrato (S)	2	1.622	0.0004**	51.548	0.0043**	0.574*	0.025*
Rep (S)	12	0.099	0.077	5.820	0.4700	0.112	0.350
Dosis (D)	5	0.045	0.533ns	37.579	0.0001**	0.078	0.558ns
Lineal	1			169.344	0.0001**		
Cuadrática	1			3.869	0.4207ns		
Cúbico	1			0.966	0.1774ns		
Residuo	2			93.948	0.0000**		
S X D	10	0.019	0.968ns	8.038	0.2182 ns	0.057	0.824ns
Rep(S) X D	60	0.05		65.886		0.099	

**Significativo al 1%; * Significativo al 5%; ns No significativo; ^a Transformación logaritmo natural.

CONTINUACION:

CUADRADOS MEDIOS Y PROBABILIDADES			
FV	gl	Caída foliar ^b	P
Sustrato (S)	2	0.142	0.02*
Rep (S)	12	0.026	0.614ns
Dosis (D)	5	0.009	0.919ns
S X D	10	0.024	0.638
Rep(S) X D	60	0.031	

* Significativo al 5%; ns No significativo al 5%; ^b Transformación arcoseno.

El porcentaje de estacas enraizadas con los diferentes sustratos utilizados, presentaron diferencias altamente significativas ($p < 0.01$); parte de esta diferencias se debió al menor porcentaje obtenido en el sustrato aserrín (34.0%) en comparación con los obtenidos en arena y grava (76.7% y 71.4%, respectivamente), siendo no significativo estadísticamente las diferencias para estos dos últimos sustratos (Cuadro 4). En cuanto al número de raíces por estaca, se presentaron diferencias altamente significativas ($p < 0.01$) en los diferentes sustratos

causadas de nuevo por el bajo número de raíces obtenido en aserrín (Cuadro 3). Las diferencias en cuanto a mortalidad de estacas fueron significativas ($p < 0.05$), siendo nuevamente mayor con el sustrato aserrín. A pesar de no existir diferencias entre arena y grava, este último sustrato presentó la menor mortalidad (17.4%) y el promedio mayor de raíces por estaca (5.5 vs 4.5, respectivamente), mientras que la arena presentó el mayor porcentaje de enraizamiento (76.7%). El porcentaje mayor de estacas con caída foliar (7.2%) fue en aserrín, siendo este valor significativamente diferente ($p < 0.05$) a los porcentajes obtenidos en arena y grava (1.1% y 0%, respectivamente).

Cuadro 3. Prueba de rango múltiple (Tukey) de sustratos, para el porcentaje de enraizamiento, número de raíces por estaca, porcentaje de mortalidad y de estacas con caída foliar en *P. pinnatum* para la novena semana de evaluación, Turrialba, Costa Rica.

Sustrato	Enraizamiento (%)	No.raíces (\bar{x})	Mortalidad (%)	Caída foliar (%)
Aserrín	34.0a*	2.6a*	40.3a*	7.2a
Arena	76.7b	4.5b	21.1b	1.1b
Grava	71.4b	5.2b	17.4b	0.0b

* Tratamientos seguidos por diferente letra indican diferencias significativas al 5%.

El sustrato arena presentó el mayor incremento semanal en cuanto al porcentaje de estacas enraizadas, seguido por la grava y de último el aserrín (Fig 4). A nivel de dosis, el mayor incremento semanal y el mayor porcentaje de enraizamiento lo presentó la dosis de 0.2% (72.3%), seguida por la de 0.4% (66%), mientras que la de 0.8% presentó en todas las semanas, los menores valores (Fig 5).

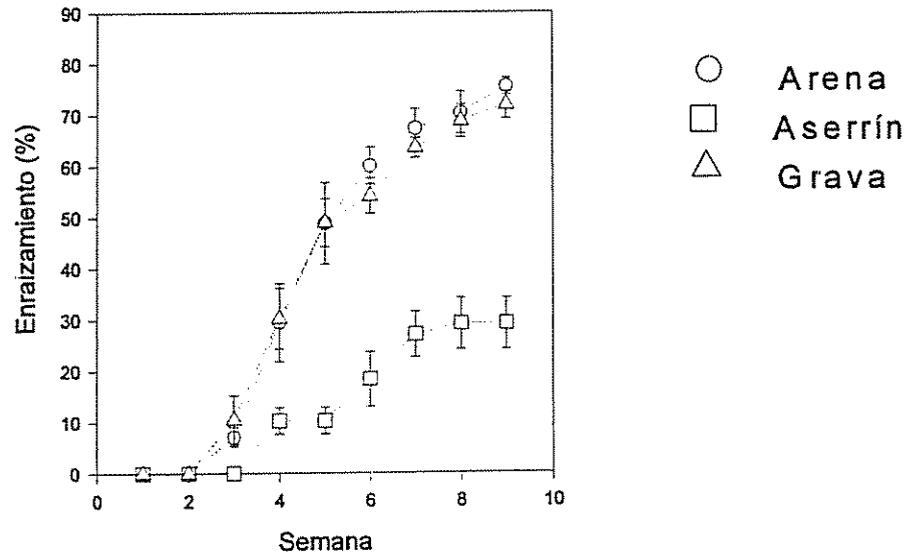


Figura 4. Porcentaje de enraizamiento semanal en estacas de *P. pinatum* por sustrato. Cada valor representa el promedio de 120 estacas. Barra vertical=error estándar de la media.

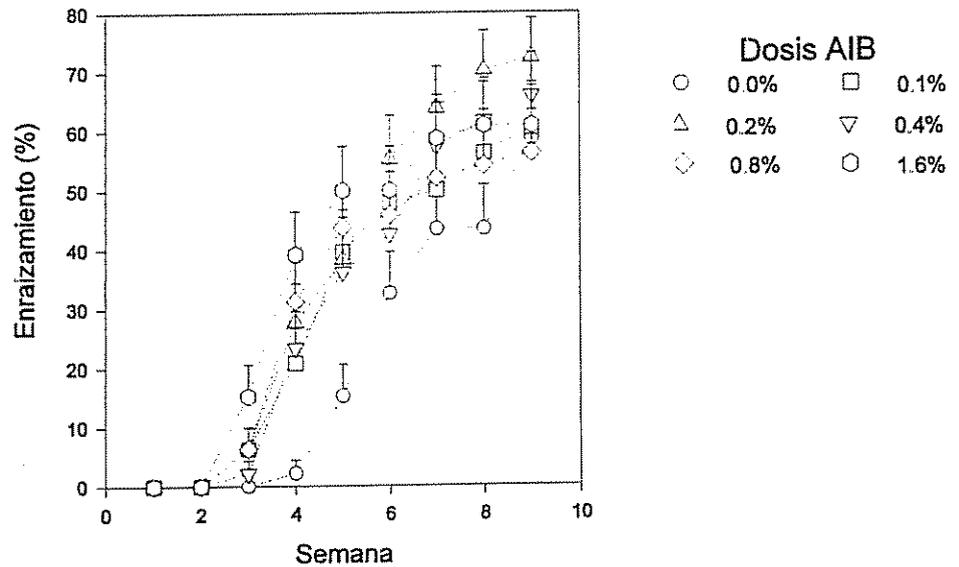


Figura 5. Porcentaje de enraizamiento semanal en estacas de *P. pinatum* por dosis de AIB para todos los sustratos. Cada valor representa el promedio de 46 a 48 estacas. Barra vertical=error estándar de la media.

La dosis de AIB no presentó diferencias significativas en cuanto al porcentaje de enraizamiento, sin embargo, las dosis de 0.2% y 0.4% presentaron los mayores porcentajes (70% y 63%, respectivamente). Tuvo un efecto estadístico significativo únicamente en el número promedio de raíces por estaca, existiendo una relación directamente proporcional entre esta variable con el incremento de la dosis ($p < 0.05$, $R^2 = 0.90$) (Fig 6) (Anexos A2 y A3). A pesar de no existir diferencias significativas de la dosis sobre el porcentaje de mortalidad, las dosis de 0.8% y 1.6% de AIB fueron las que presentaron los mayores valores (35% y 27%, respectivamente). El porcentaje de estacas con caída foliar no presentó diferencias significativas a nivel de dosis, existiendo un rango entre 0 y 6.1%, este último valor para la dosis de 0.4%.

No se presentó diferencias estadísticamente significativas entre la interacción sustrato por dosis en cuanto al porcentaje promedio de estacas enraizadas; sin embargo, tanto el sustrato arena como grava, presentaron los mayores porcentajes en todas las dosis. El porcentaje mayor en el sustrato arena fue con la dosis de 0.4% (81.8%) mientras que en el sustrato grava fue con la dosis de 0.2% (81.8%) (Fig 7). Además de la dosis de 0.4% bajo el sustrato arena, las de 1.6% y 0.8%, presentaron altos porcentajes de enraizamiento (80% y 76.2%, respectivamente). Para el sustrato grava, además de la dosis de 0.2%, las de 0.0% y 0.4%, presentaron porcentajes de enraizamiento altos (70.8% y 73.6%, respectivamente). A su vez, la dosis de 0.4% en arena presentó 5.33 raíces/estaca, 11% de mortalidad y 0% caída foliar. Bajo grava, la dosis de 0.2% presentó 3.93 raíces/estaca, 11.6% mortalidad y 0% de de estacas con caída foliar.

Como se observa en la Figura 7, los porcentajes de enraizamientos obtenidos sin aplicación de AIB en los sustratos arena y grava superaron el 50% (73.4% y 70.8%, respectivamente); inclusive, la no aplicación de AIB en grava obtuvo un porcentaje de enraizamiento mayor al obtenido con la dosis de 0.8% (63.6%).

Para el porcentaje de mortalidad (Fig 8), se presentó los mayores porcentajes bajo el sustrato aserrín para todas las dosis, siendo mayor con las dosis de 0.1% y 0.8% (55% y 56.6%, respectivamente).

En cuanto al número de raíces por estaca, la dosis de 1.6% presentó los mayores

promedios de raíces/estaca en arena y grava (8.4 y 7.9, respectivamente). El mayor incremento en el número de raíces por estaca a medida que aumentó la dosis de AIB, se presentó con los sustratos arena y grava (Fig 9).

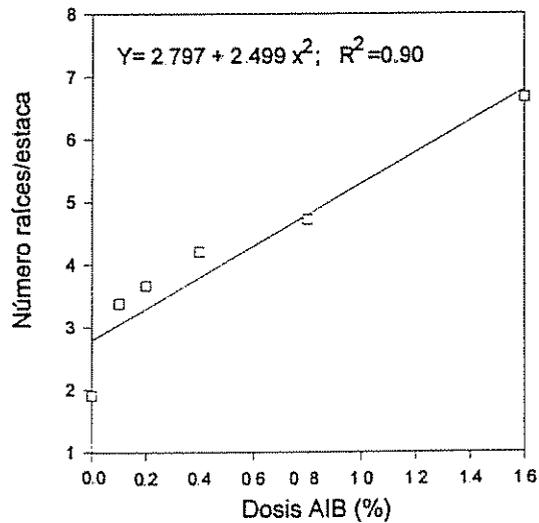


Figura 6. Relación entre el número de raíces por estaca y las dosis de AIB, en estacas juveniles de *P. pinnatum* para la IX semana. Cada valor representa los promedios de 27(0.0%AIB), 28(0.1%AIB), 33(0.2%AIB), 31(0.4%AIB), 26(0.8%AIB) y 28(1.6%AIB) estacas.

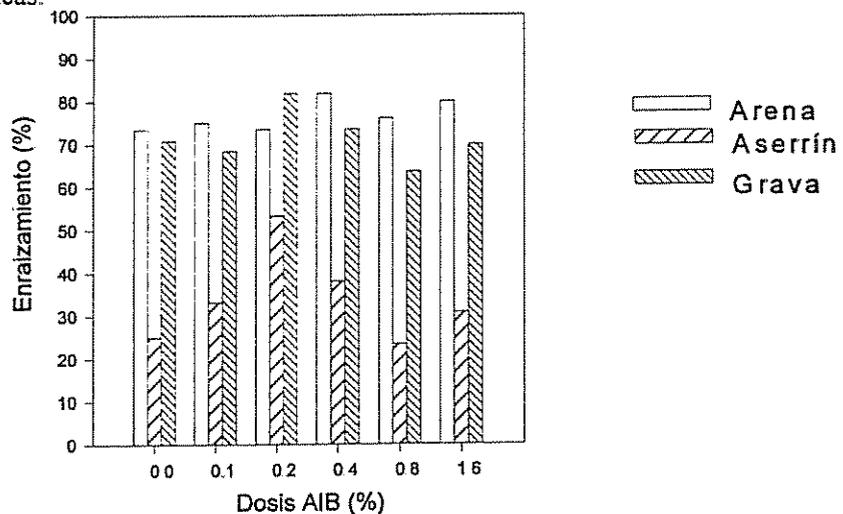


Figura 7. Porcentaje de estacas enraizadas de *P. pinnatum* por dosis de AIB para la IX semana. Cada valor representa el promedio de 15 a 17 estacas.

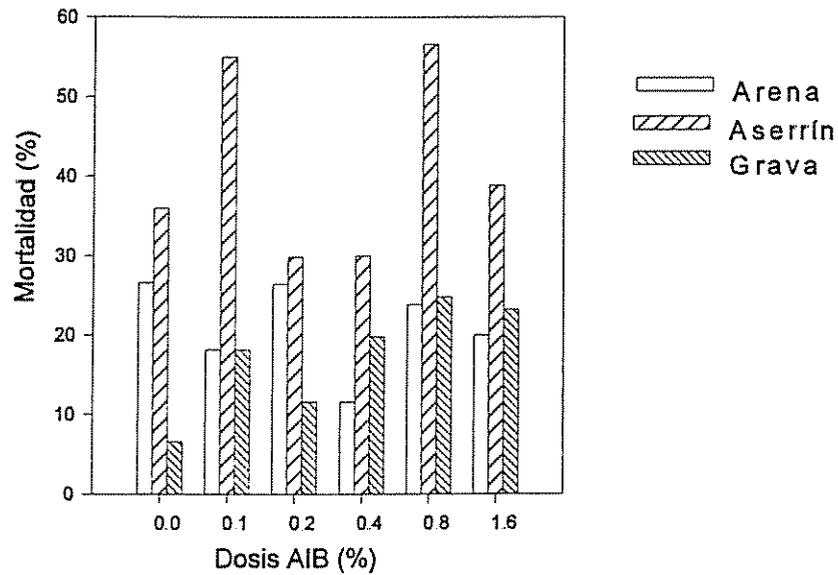


Figura 8. Porcentaje de mortalidad en estacas de *P. pinnatum* por dosis de AIB, para la IX semana. Cada valor representa el promedio de 15 a 17 estacas.

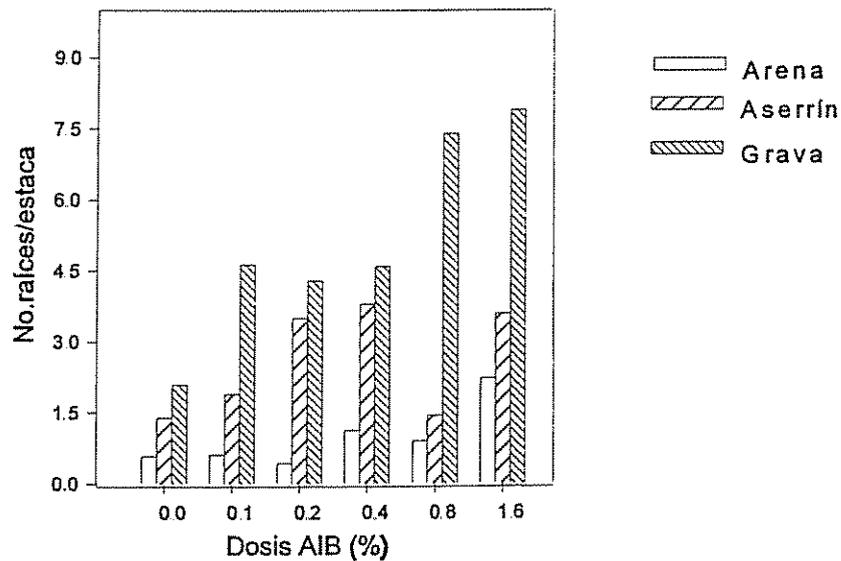


Figura 9. Número de raíces por estaca en *P. pinnatum*, por dosis de AIB para la IX semana. Cada valor representa el promedio de 11 a 13 estacas para sustrato arena y grava; 4 a 9 estacas para sustrato aserrín.

El efecto de los tratamientos sobre el contenido relativo de agua foliar en estacas no enraizadas de *P. pinnatum*, como se observa en el Cuadro 4, solo fue significativo estadísticamente a nivel de sustrato.

Cuadro 4. Análisis de varianza para el contenido relativo de agua (CRA) foliar en estacas no enraizadas de *P. pinnatum* en la segunda semana, Turrialba, Costa Rica.

FV	gl	Cuadrados medios	Probabilidades
Sustrato(S)	2	594.938	0.0055**
Aserrín vs otros	1	361.413	0.0374*
Arena vs Grava	1	988.896	0.0029**
Rep(S)	9	60.695	0.7432ns
Dosis(D)	5	117.104	0.2975ns
SXD	10	94.972	0.4395ns
Rep(S)XD	41	92.594	

**Significativo al 1%; * significativo al 5%; no significativo al 5%.

El CRA foliar promedio en estacas no enraizadas obtenido para la segunda semana bajo el sustrato aserrín y arena, fue de 86.4% siendo significativamente mayor al obtenido en grava, el cual tuvo un valor promedio de 77.8%.

Para estacas enraizadas de *P. pinnatum*, como se observa en el Cuadro 5, el sustrato arena para la novena semana presentó el mayor promedio de CRA foliar, significativamente superior a los otros dos sustratos evaluados.

Cuadro 5. Análisis de varianza para el contenido relativo de agua (CRA) foliar en estacas enraizadas de *P. pinnatum* a las nueve semanas de edad, Turrialba, Costa Rica.

FV	gl	Cuadrados medios	Probabilidades
Sustrato (S)	2	226.295	0.0014*
Aserrín vs otros	1	165.206	0.053ns
Arena vs Grava	1	305.946	0.0008**
Rep (S)	9	15.197	0.374ns
Dosis (D)	5	27.415	0.097ns
S X D	10	10.605	0.649ns
Rep(S) X D	41	13.625	

**Significativo al 1%; * significativo al 5%; no significativo al 5%.

El contenido relativo de agua promedio obtenido bajo el sustrato arena fue de 92.8%, siendo significativamente mayor al obtenido bajo los sustratos grava y aserrín (87.7% y 87%, respectivamente).

No se detectó relación estadísticamente significativa ($P > 0.05$) de tipo lineal o cuadrática, entre el CRA obtenido en estacas sin enraizar como enraizadas con el porcentaje de estacas enraizadas finalmente, así como con el número promedio de raíces por estaca obtenido al final del experimento.

Hyeronima alchorneoides

Los diámetros obtenidos en las estacas de *H. alchorneoides* se encontraron dentro del rango de $3.8 - 19.3 \pm 0.05$ mm. Al relacionar los diámetros con el porcentaje de estacas enraizadas se encontró una fuerte relación negativa ($R^2 = 0.98$; $p < 0.05$), como se observa en la Figura 10. Sin embargo, no se presentó una relación significativa ($p > 0.05$) entre diámetro y el número de raíces producidas por las estacas.

El análisis de varianza realizado para el promedio de estacas enraizadas, mortalidad, de estacas con caída foliar y número de raíces por estaca, mostró la existencia de diferencias estadísticas significativas únicamente a nivel de sustrato para el promedio de estacas enraizadas y el número promedio de raíces por estaca. No existieron diferencias significativas para la fuente de variación dosis ni para la interacción dosis x sustrato (Cuadro 6).

Cuadro 6. Análisis de varianza para el promedio de estacas enraizadas, de mortalidad, de estacas con caída foliar, y número promedio de raíces por estaca, en *H. alchorneoides* a las nueve semanas de edad.

FV	gl	CUADRADOS MEDIOS Y PROBABILIDADES					
		Enraizamiento	P	Nºraíces/estaca ^a	P	Mortalidad	P
Sustrato (S)	2	0.5697	0.0001**	28.623	0.0001**	0.2841	0.1033 ns
Rep (S)	12	0.0254	0.0478*	0.889	0.269ns	0.103	0.0204*
Dosis (D)	5	0.0151	0.3445ns	0.582	0.54 ns	0.046	0.423ns
S X D	10	0.0081	0.7938ns	0.806	0.351ns	0.067	0.1814ns
Rep(S) X D	60	0.0131		0.709		0.046	

CONTINUACION:

FV	CUADRADOS MEDIOS Y PROBABILIDADES		
	gl	Caída foliar	P
Sustrato (S)	2	0.0924	0.3269ns
Rep (S)	12	0.0752	0.4226ns
Dosis (D)	5	0.0684	0.4559ns
S X D	10	0.0152	0.9945ns
Rep(S) X D	60	0.0721	

**Significativo al 1%; * Significativo al 5%; ns No significativo al 5%. ^a Transformación logaritmo natural.

El sustrato que presentó el menor porcentaje de enraizamiento fue el aserrín (4.8%), siendo estadísticamente diferente al promedio obtenido con los sustratos arena y grava (28.8% y 28.5%, respectivamente) (Cuadro 7). En cuanto al número de raíces por estaca, en los diferentes sustratos se presentaron diferencias significativas ($p < 0.05$) causadas por el bajo número de raíces obtenido en aserrín (Cuadro 7); entre el sustrato arena y grava, las diferencias no fueron significativas para dicha variable.

Cuadro 7. Prueba de rango múltiple (Tukey) de sustratos, para el porcentaje de enraizamiento y número de raíces por estaca para *H. alchorneoides* en la novena semana de evaluación, Turrialba, Costa Rica.

Sustrato	Enraizamiento (%)	No. Raíces (\bar{x})
Aserrín	4.8a*	0.6a*
Arena	28.8b	4.6b
Grava	28.5b	5.1b

* Tratamientos seguidos por diferente letra indican diferencias significativas al 5%.

Como se observa en la Figura 11, de la cuarta hasta la novena semana, el porcentaje mayor de enraizamiento se presentó en el sustrato arena; sin embargo, ya para la novena semana, no hubo diferencia entre éste y el sustrato grava. En el sustrato aserrín se presentó el porcentaje menor de estacas enraizadas a lo largo de todo el periodo de evaluación y fue el que retardó más el inicio del enraizamiento, dándose de una a dos semanas después al

obtenido con los demás sustratos. En el sustrato aserrín hubo 19 estacas (un 14.5% del total) que se mantuvieron vivas y sin enraizar a lo largo del periodo de evaluación; lo mismo ocurrió en arena y grava, con 23 y 13 estacas que se mantuvieron sin enraizar (un 11.1% y 9.5% del total, respectivamente).

A nivel de sustrato, el porcentaje de mortalidad no fue significativamente diferente ($p > 0.05$); sin embargo, el aserrín presentó el mayor porcentaje (41.3%), seguido por la arena y la grava (30% y 22%, respectivamente). En aserrín, el 82% de la mortalidad correspondió a las estacas con diámetros mayores a los 10 mm. En arena el 89% de la mortalidad correspondió a las estacas con diámetros mayores a 10 mm y en grava fue del 55%, lo cual significa que éste último sustrato presentó el mayor porcentaje de mortalidad para estacas menores a los 10 mm (45%).

El porcentaje de estacas con caída foliar, a su vez, no presentó diferencias significativas; sin embargo, el mayor porcentaje fue en aserrín y grava (37% y 40%), mientras que en arena el porcentaje fue de un 30%. En grava, el 81% de la caída foliar correspondió a las estacas sin enraizar con diámetros mayores a los 10 mm y el porcentaje restante correspondió a estacas menores de 10 mm que no lograron enraizar una vez caída la hoja. En arena el 65% de la caída foliar correspondió a estacas con diámetros mayores a los 10 mm indicando que el 45% restante de las estacas presentaron diámetros menores de 10 mm de las cuales más del 80% lograron enraizar aún sin contar con sus hojas.

A nivel de dosis, el mayor incremento semanal y los mayores porcentajes de enraizamiento semanales los presentaron las estacas con la dosis de 0.8% (Fig 12), mientras que el menor incremento y porcentaje de enraizamiento por semana fue para las estacas testigo. En la novena semana, la dosis de 1.6% obtuvo igual porcentaje de enraizamiento que la obtenida con la dosis de 0.8% (26%) (Fig 12).

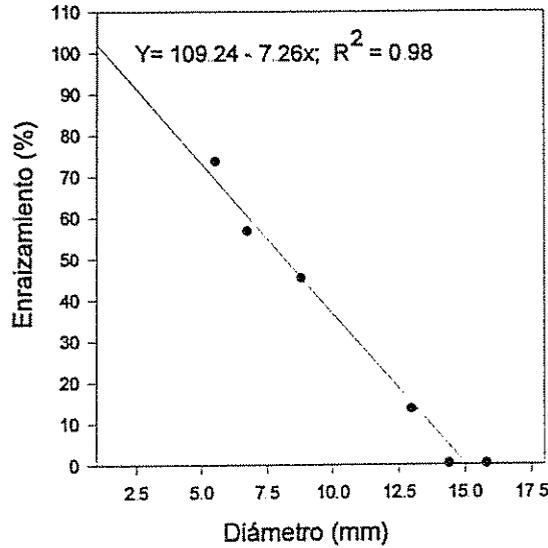


Figura 10. Relación entre el diámetro promedio de las estacas de *H. alchorneoides* y su porcentaje de enraizamiento en tres tipos de sustratos y cinco dosis de AIB a la IX semana. Cada valor representa el porcentaje promedio de enraizamiento y diámetro promedio de 44 estacas.

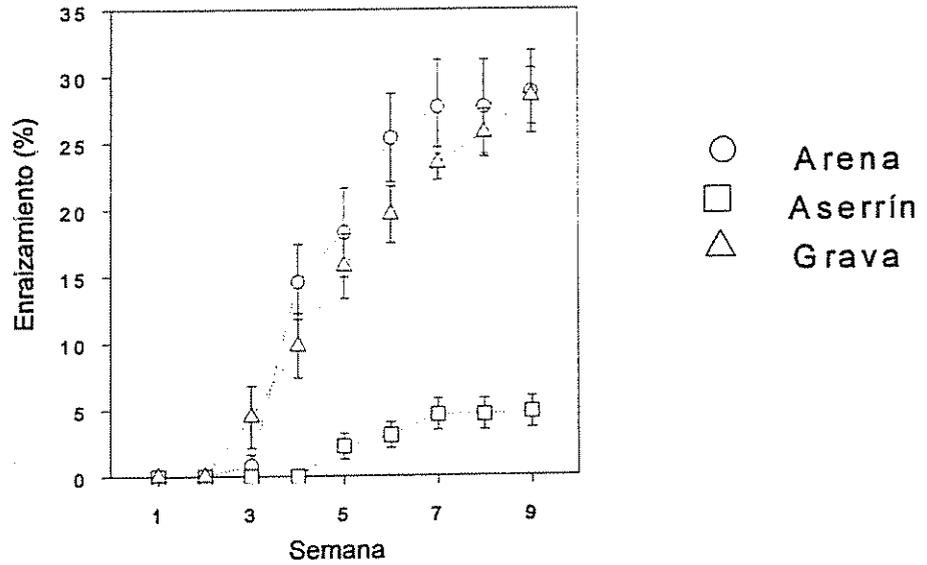


Figura 11. Porcentaje de enraizamiento semanal en estacas de *H. alchorneoides*, por sustrato. Cada valor representa el promedio de 120 estacas. Barra vertical=error estandar de la media.

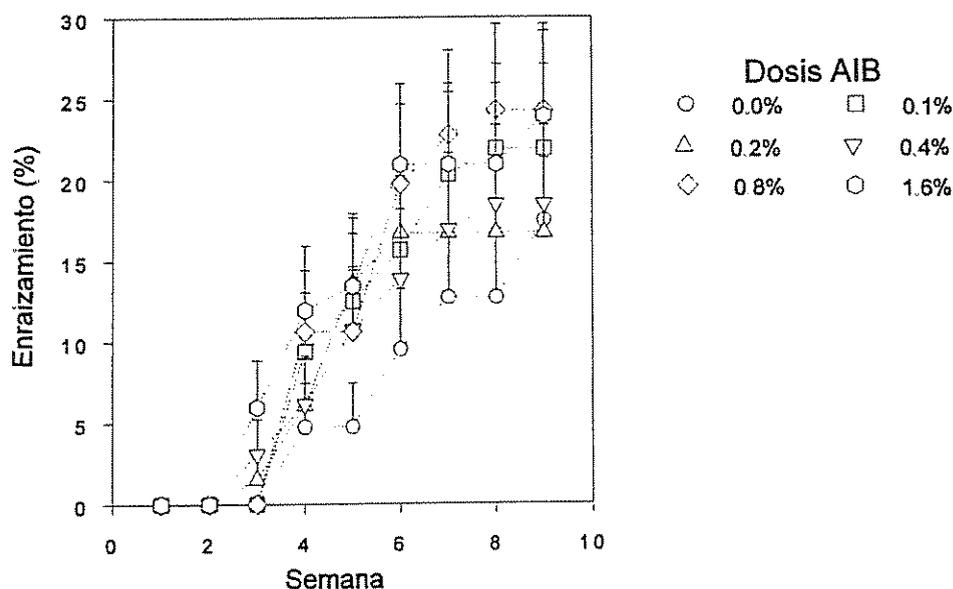


Figura 12. Porcentaje de enraizamiento semanal en estacas de *H. alchorneoides* por dosis de AIB para todos los sustratos. Cada valor representa el promedio de 63 a 67 estacas. Barra vertical= error estándar de la media.

Aunque la dosis de AIB no fue significativa para las variables evaluadas, las estacas testigo y a las que se les aplicó 0.1% y 0.2% de AIB, presentaron bajos porcentajes de mortalidad (27%) pero los mayores porcentajes de estacas vivas sin enraizar a lo largo del periodo de evaluación (54%, 50% y 56%, respectivamente). Como se observa en la Figura 13, el porcentaje de estacas enraizadas fue mayor con las dosis de 0.8% y 1.6%, (24%), seguido por la dosis de 0.1% (22%). A su vez, las dosis de 0.8% y 1.6% presentaron el menor número de estacas vivas sin enraizar a lo largo del periodo de evaluación (35% y 44%, respectivamente) así como una alta mortalidad, con un 41% para la dosis de 0.8% y un 32% para la dosis de 1.6%. Cabe destacar que en dichas dosis, más del 60% de las estacas muertas correspondieron a aquellas con diámetros mayores a los 10mm que no habían logrado enraizar. En cuanto a la caída foliar, las estacas sin AIB y las que recibieron las menores dosis, mostraron el mayor porcentaje, con un 46% para las estacas testigo. Para todas las dosis, la mayor caída foliar correspondió para aquellas estacas con diámetros mayores a 10 mm que no

habían enraizado.

El número de raíces por estaca no presentó diferencias significativas a nivel de dosis ($p > 0.05$), existiendo valores entre 2 a 5 raíces/estaca; sin embargo las dosis de 0.8% y 1.6% presentaron los mayores valores (3.7 raíces/estaca y 5.3 raíces/estaca, respectivamente), mientras que las estacas sin AIB presentaron un promedio de 2 raíces/estaca.

La interacción sustrato x dosis no fue estadísticamente significativa para ninguna de las variables evaluadas; sin embargo, para el porcentaje de enraizamiento, las estacas colocadas en grava y arena con y sin dosis de AIB, fueron las que presentaron los mayores porcentajes de enraizamiento y entre éstas, el comportamiento fue variable (Fig 14). El mayor porcentaje obtenido en el sustrato grava fue con la dosis de 1.6% (36.36%) mientras que en arena fue obtenido con la dosis de 0.8%, (34.6%) y la de 1.6% (32.6%). Para el porcentaje de mortalidad, los mayores valores fueron obtenidos con el sustrato aserrín en la mayoría de las dosis, excepto para 0% y 0.2% (Fig 15). La mortalidad en aserrín con dosis de 1.6% fue de 59.4% mientras que para esa misma dosis en arena y grava, la mortalidad fue de 18%; la obtenida bajo la dosis de 0.8%, fue similar en los tres sustratos. Para las estacas testigo, la mortalidad en aserrín y arena fue de 30% y 34%, respectivamente, mientras que en grava tuvo un valor de 16%. El porcentaje de estacas con caída foliar (Fig 16), muestra que en el sustrato aserrín y grava, las estacas sin dosis de AIB presentaron el mayor porcentaje, con un 54.4% y 49.6%, respectivamente, mientras que en el sustrato arena, la dosis de 0.2% de AIB, tuvo el mayor porcentaje (40%).

En cuanto al número promedio de raíces por estaca (Fig 17), en grava la dosis de 1.6% presentó el mayor valor (10.1 raíces/estaca) (Anexo A4), mientras que en arena fue con la dosis de 0.8% (7.5 raíces/estaca). El sustrato aserrín presentó siempre los menores promedios para todas las dosis de AIB (Anexo A5).

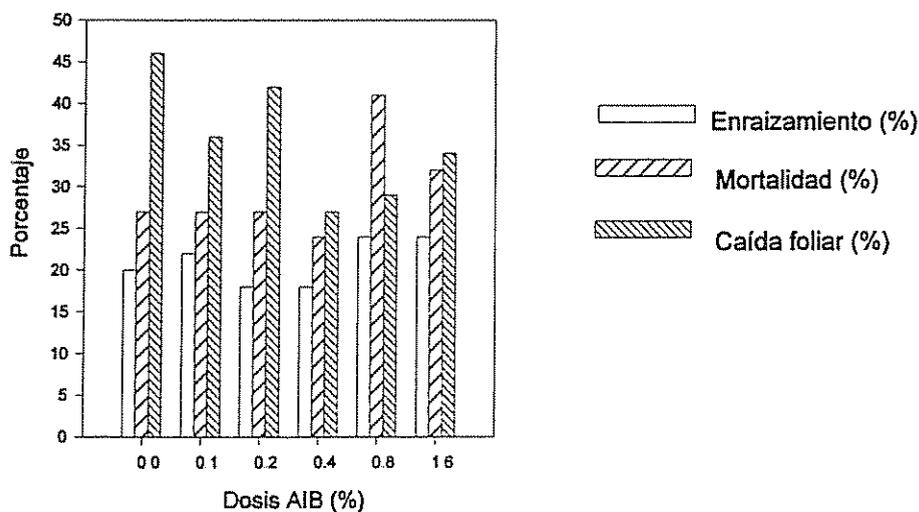


Figura 13. Porcentaje de estacas enraizadas, de mortalidad y de estacas con caída foliar en *H. alchorneoides* por dosis de AIB en todos los sustratos, a la IX semana. Cada valor representa el promedio de 63 a 67 estacas.

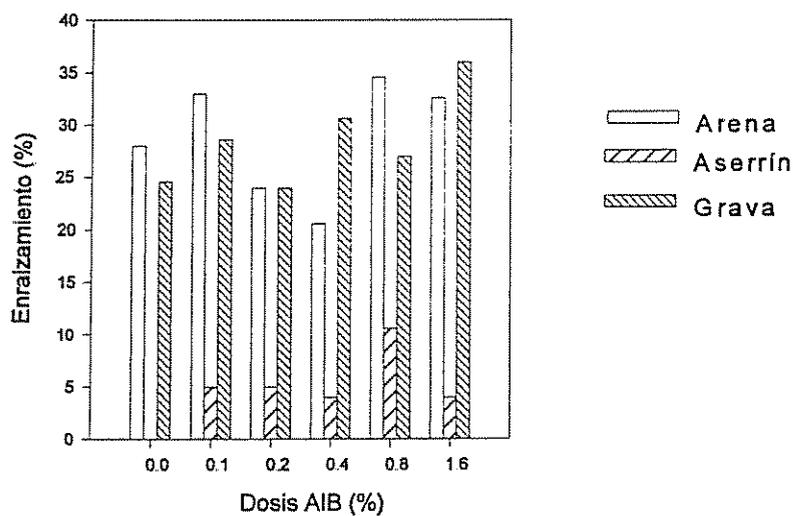


Figura 14. Porcentaje de estacas enraizadas de *H. alchorneoides* por dosis de AIB y sustrato, para la IX semana. Cada valor representa el promedio de 20 a 23 estacas.

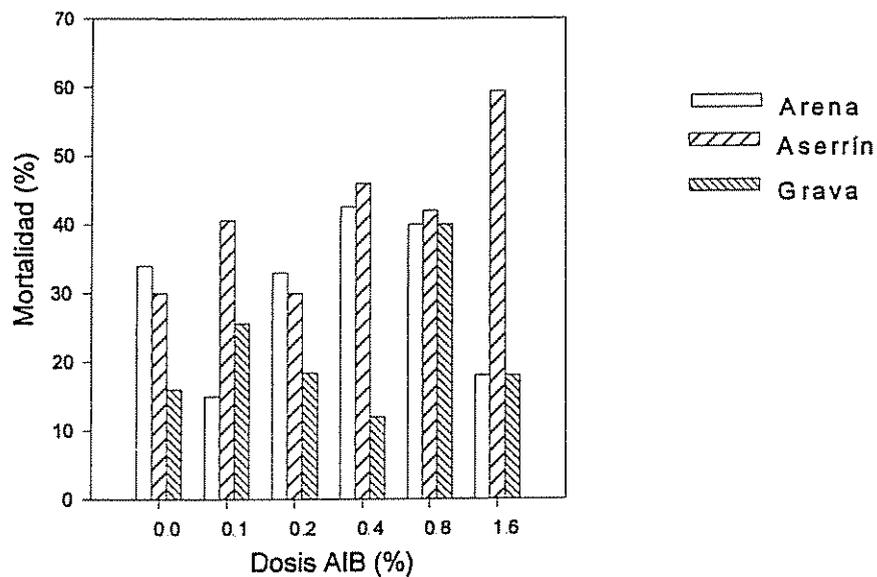


Figura 15. Porcentaje de mortalidad en estacas de *H. alchorneoides* por dosis de AIB y sustrato, para la IX semana. Cada valor representa el promedio de 20 a 23 estacas.

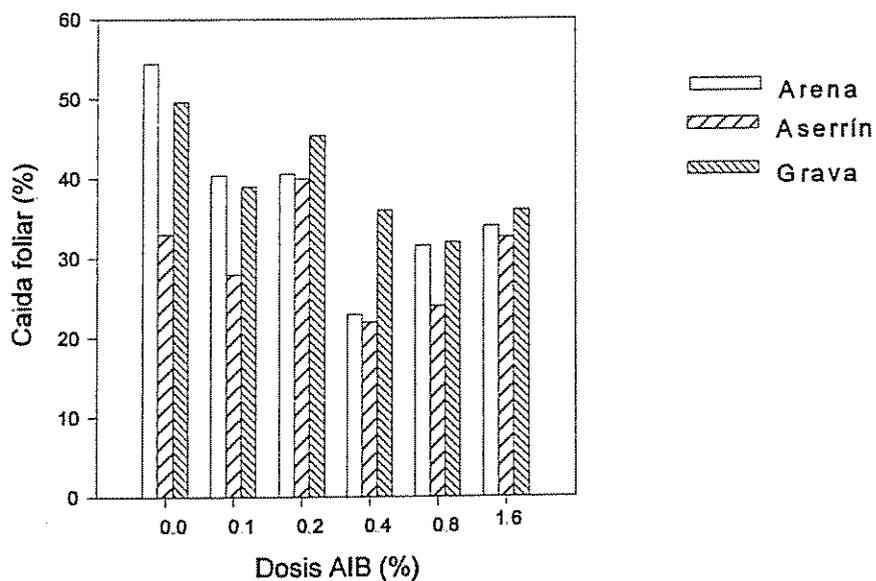


Figura 16. Porcentaje de estacas con caída foliar en *H. alchorneoides*, por dosis de AIB y sustrato, para la IX semana. Cada valor representa el promedio de 20 a 23 estacas.

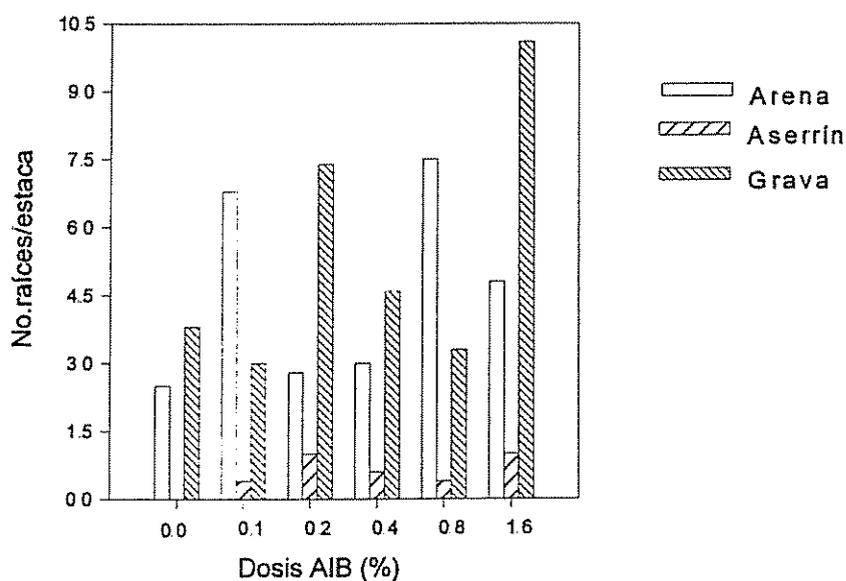


Figura 17. Número de raíces por estaca en *H. alchorneoides* por dosis de AIB y sustrato, para la IX semana. Cada valor representa el promedio de 4 a 6 estacas para sustrato arena, 0 a 1 para aserrín y de 5 a 9 estacas para sustrato grava.

En cuanto al contenido relativo de agua (CRA) foliar en estacas no enraizadas, en arena, grava y aserrín, los CRA estuvieron entre 89% y 90%. No existieron efectos estadísticamente significativos entre tratamientos, como se observa en el Cuadro 8.

Cuadro 8. Análisis de varianza para contenido relativo de agua (CRA) foliar en estacas no enraizadas de *H. alchorneoides* en la segunda semana, Turrialba, Costa Rica.

FV	gl	Cuadrados medios	Probabilidades
Sustrato(S)	2	6.417	0.7493ns
Rep (S)	9	21.525	0.3844ns
Dosis (D)	5	6.07	0.9032ns
S X D	10	16.61	0.5843ns
Rep(S) X D	37	19.5	

ns No significativo al 5%.

Para el CRA foliar en estacas enraizadas bajo los sustratos arena y grava para la novena

semana, no hubo diferencias estadísticas significativas; los valores fueron de un 85% en arena y 88% en grava. Se encontraron diferencias significativas para el factor dosis, y la interacción sustrato por dosis llegó a ser significativo, como se presenta en el cuadro 9.

Cuadro 9. Análisis de varianza para el contenido relativo de agua (CRA) foliar en estacas enraizadas de *H.alchorneoides* en los sustratos arena y grava, para la novena semana, Turrialba, Costa Rica.

FV	gl	Cuadrados medios	Probabilidades
Sustrato (S)	1	74.374	0.1718ns
Rep (S)	5	29.264	0.1084ns
Dosis (D)	5	39.879	0.0403*
Lineal	1	172.723	0.002 **
Cuadrático	1	55.429	0.0608*
Cúbico	1	1.816	0.7249ns
Residuo	2		
S X D	5	54.488	0.0112*
Arena vs gravax lineal	1	93.59	0.0173*
Arena vs grava x cuadrático	1	7.499	0.4763ns
Arena vs grav x cúbico	1	22.315	0.224ns
Rep(S) X D	24	14.322	

** significativa al 1%; * significativo al 6%; ns No significativo al 5%.

A nivel de dosis, existió una relación cuadrática ($p=0.06$; $R^2=0.99$) entre el nivel de AIB y el CRA, existiendo una tendencia a disminuir al incrementarse las dosis de AIB, como se observa en la Figura 18 para luego incrementarse levemente con dosis de 1.6% de AIB. La interacción sustrato por dosis, a su vez, fue estadísticamente significativa ($p < 0.06$), dándose una caída del 6.5% del CRA por cada 1% de incremento en el nivel de la dosis, mientras que en grava, la caída fue de un 1% por cada unidad de incremento en la dosis de AIB (Fig 19).

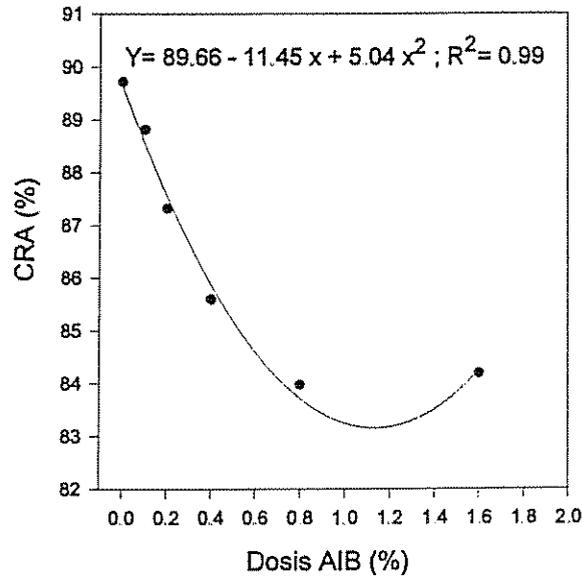


Figura 18. Relación entre el CRA foliar promedio y dosis de AIB en estacas enraizadas de *H. alchorneoides* en la IX semana. Cada valor representa el promedio de 8 estacas.

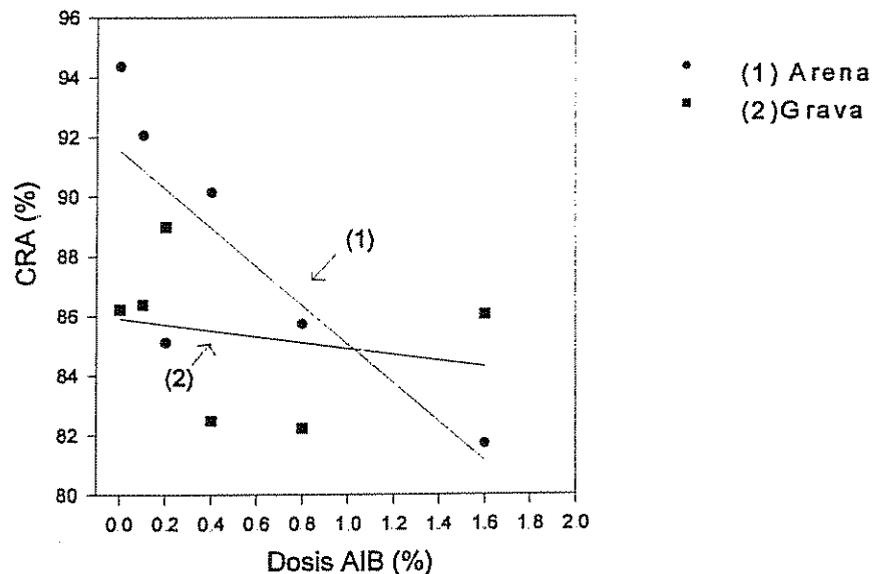


Figura 19. Influencia del uso de arena, grava y dosis de AIB sobre el contenido relativo de agua (CRA) foliar en estacas enraizadas de *H. alchorneoides* para la IX semana. Cada valor corresponde el promedio de cuatro estacas. (1= arena, $Y = 91.55 - 6.5x$; $R^2 = 0.67$; 2=grava, $Y = 85.91 - 0.99x$; $R^2 = 0.05$.)

No existió relación estadísticamente significativa ($p > 0.05$) entre el CRA obtenido en estacas sin enraizar o enraizadas, con el porcentaje de enraizamiento obtenido al final del experimento y el número final de raíces por estaca.

Terminalia oblonga

El promedio de estacas enraizadas, de mortalidad y de estacas con caída foliar, así como el número promedio de raíces por estaca, no presentaron diferencias significativas para la fuente de variación sustrato ni para la interacción sustrato x dosis. Sin embargo, en la fuente de variación dosis, se presentaron diferencias significativas ($p < 0.05$) para el porcentaje promedio de estacas enraizadas, mortalidad y caída foliar, así como para el número promedio de raíces por estaca, como se muestra en el Cuadro 10.

Cuadro 10. Análisis de varianza para el promedio de estacas enraizadas, de mortalidad, de estacas con caída foliar, y el número de raíces por estaca, en *T. oblonga* para la VII semana de edad, Turrialba, Costa Rica.

FV	gl	CUADRADOS MEDIOS Y PROBABILIDADES					
		Enraizamiento ^a		Nºraíces ^b		Mortalidad	
			P		P		P
Sustrato (S)	2	0.0565	0.093ns	1.551	0.129ns	0.063	0.451ns
Rep (S)	12	0.019	0.284ns	0.635	0.155ns	0.074	0.129ns
Dosis (D)	5	0.098	0.0001**	3.589	0.0001**	0.234	0.0008**
Lineal	1	0.058	0.059ns	11.378	0.0001**	0.6	0.0008**
Cuadrático	1	0.349	0.0001**	4.375	0.0022**	0.068	0.237ns
Cúbico	1	0.0083	0.471ns	0.152	0.554ns	0.09	0.175ns
Residuo	2	0.0374	0.106ns	8.972	0.0000**	0.586	0.0000**
S X D	10	0.0999	0.78ns	0.584	0.219ns	0.07	0.175ns
Rep(S) XD	60	0.016		0.427		0.048	

**Significativo al 1%; * Significativo al 5%; ns No significativo al 5%. ^a Transformación raíz cuadrada. ^b Transformación logaritmo natural

CONTINUACION:

FV	gl	CUADRADOS MEDIOS Y PROBABILIDADES	
		Caída foliar	P
Sustrato (S)	2	0.102	0.363ns
Rep (S)	12	0.092	0.269ns
Dosis (D)	5	0.168	0.058ns
Lineal	1	0.318	0.042*
Cuadrático	1	0.438	0.018*
Cúbico	1	0.018	0.622ns
Residuo	2	0.42	0.0054**
S X D	10	0.134	0.077ns
Rep(S) X D	60	0.074	

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

No todas las estacas enraizaron en cada uno de los sustratos. En arena hubo un 45.5% de estacas que permanecieron vivas sin enraizar; en aserrín y grava los porcentajes fueron del 43.7% y 53.7%, respectivamente.

A pesar de que la fuente de variación sustrato no presentó diferencias estadísticamente significativas para el promedio de estacas enraizadas, de mortalidad y de estacas con caída foliar, las estacas en arena presentaron el mayor porcentaje de enraizamiento, con un promedio de 32.5% seguido por el aserrín (28.3%) y por último la grava (18.3%). Las estacas en aserrín y grava presentaron el mayor promedio de mortalidad (28%), mientras que en arena la mortalidad fue del 19%. En cuanto al porcentaje de estacas con caída foliar, las establecidas en aserrín presentaron el mayor porcentaje (52.5%), mientras que en arena y grava los valores fueron del 41.7% y 43.3%, respectivamente (Fig 20). El número de raíces por estaca fue similar y bajo en los tres sustratos, con promedios entre 1 y 2 raíces/estaca.

A nivel de sustrato, las estacas iniciaron su enraizamiento a la tercera semana de edad. Desde la cuarta semana, el mayor incremento semanal en el porcentaje de enraizamiento se presentó en arena, mientras que en grava el incremento fue menor (Fig 21). A nivel de dosis, las estacas con 0.4% y 0.8% de AIB fueron las que presentaron el mayor incremento semanal, siendo aún más evidente a partir de la quinta semana (Fig 22).

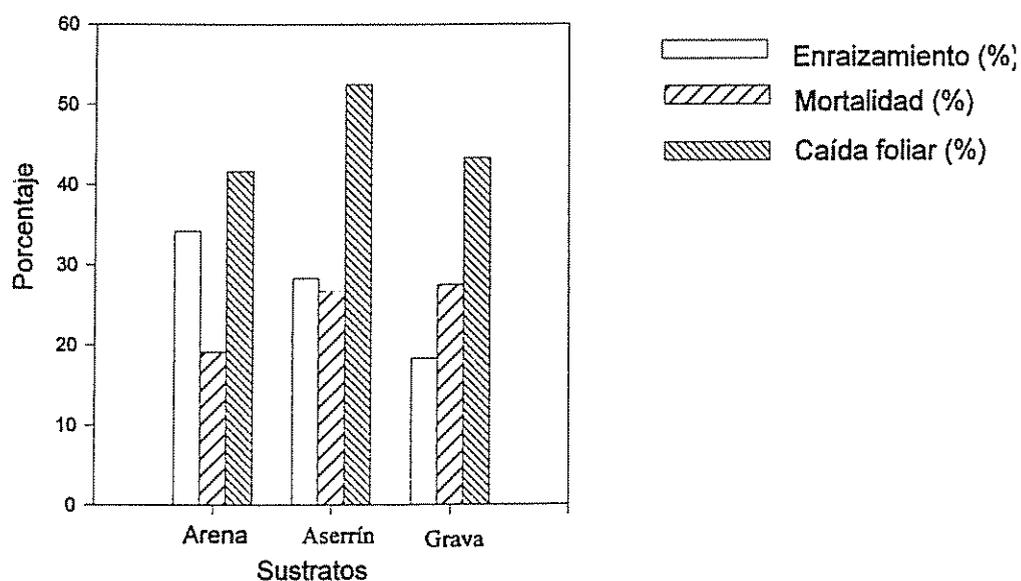


Figura 20. Porcentaje de enraizamiento, de mortalidad y de estacas con caída foliar para *T. oblonga* a nivel de sustrato, para la VII semana. Cada valor representa el porcentaje promedio de 120 estacas.

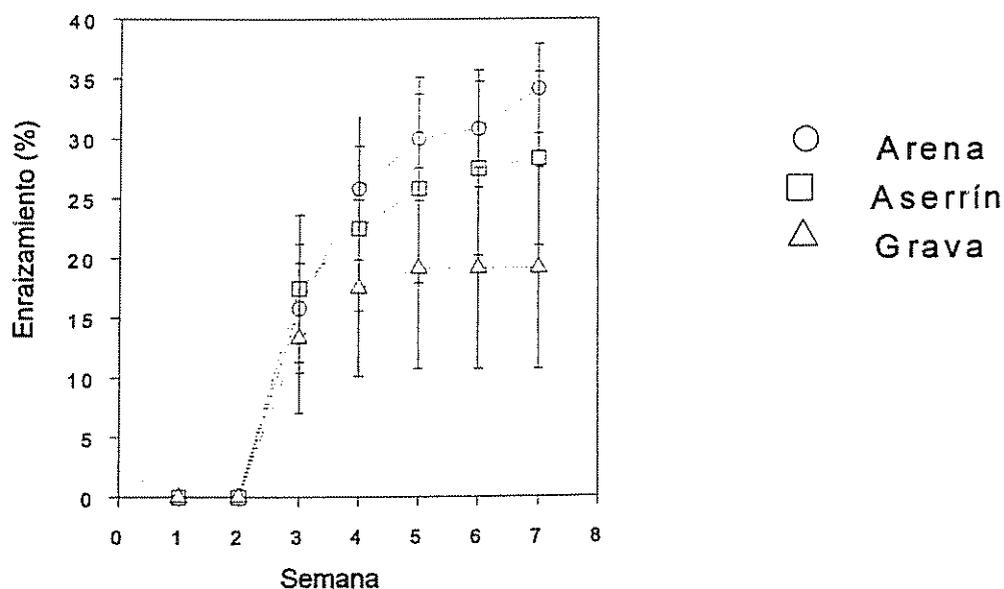


Figura 21. Porcentaje de enraizamiento semanal en estacas de *T. oblonga*, por sustrato. Cada valor representa el promedio de 120 estacas. Barra vertical = error estándar de la media.

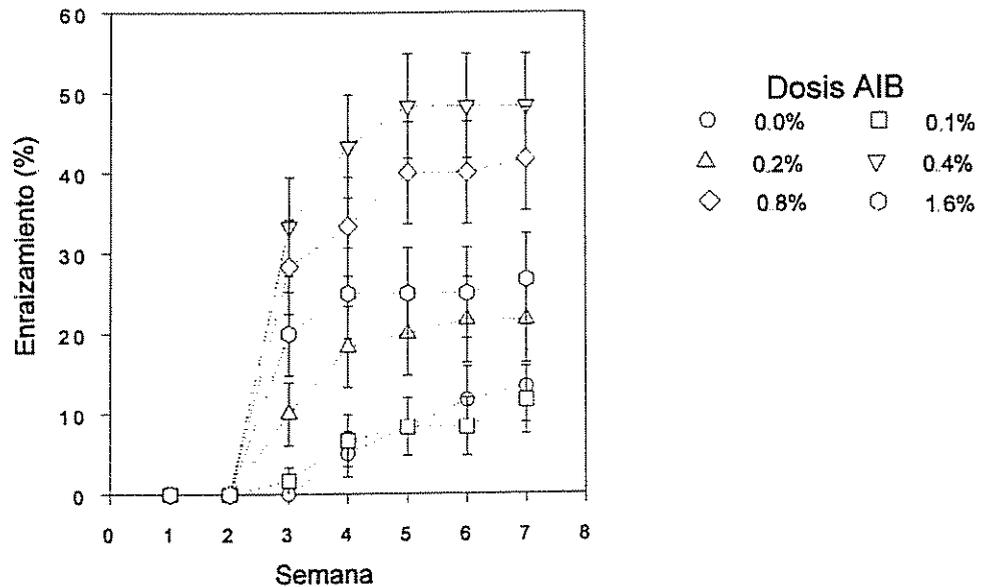


Figura 22. Porcentaje de enraizamiento semanal en estacas de *T. oblonga* por dosis de AIB para todos los sustratos. Cada valor representa el promedio de 60. Barra vertical=error estándar de la media.

En cuanto al efecto de las dosis de AIB, existió una relación cuadrática estadísticamente significativa entre el promedio de estacas enraizadas con las dosis de AIB utilizadas ($p < 0.05$, $R^2 = 0.824$), dándose un aumento en el enraizamiento a medida que se incrementaba la dosis de AIB para luego disminuir al utilizar dosis mayores a 0.8% (Fig 23). A su vez, la relación entre dosis y el número promedio de raíces por estaca, mostró ser de tipo cuadrática y estadísticamente significativa ($p < 0.05$; $R^2 = 0.878$) (Fig 24), existiendo una tendencia a aumentar el número de raíces conforme se incrementaba la dosis de AIB utilizadas, para reducir la producción de raíces con dosis mayores a 1.6% (Fig 24). Una relación lineal significativa ($p < 0.05$; $R^2 = 0.88$) se presentó entre el promedio de la mortalidad con las dosis de AIB utilizadas, dándose un aumento en la mortalidad a medida que se incrementaba la dosis de AIB (Fig 25).

El porcentaje promedio de estacas con caída foliar presentó una relación cuadrática estadísticamente significativa con la dosis de AIB ($P < 0.05$; $R^2 = 0.901$), como se observa en

la Figura 26. El mayor porcentaje se obtuvo bajo la dosis de 0% (60%) y 0.1% (51.7%) de AIB.

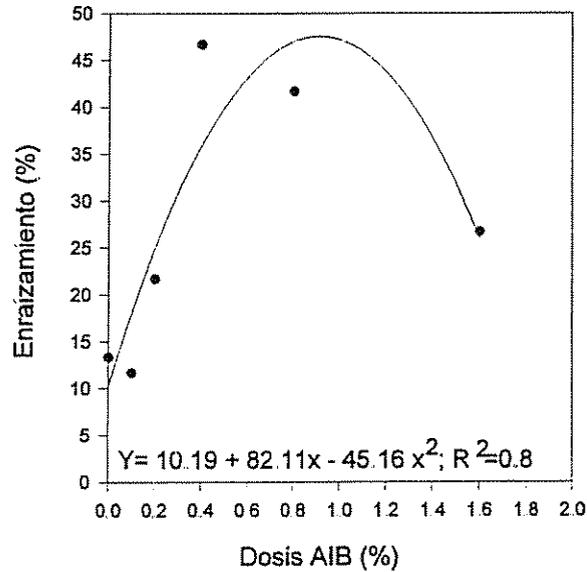


Figura 23. Relación entre el promedio de estacas enraizadas y dosis de AIB, en estacas de *T.oblonga*, en la VII semana. Cada valor corresponde el promedio de 60 estacas.

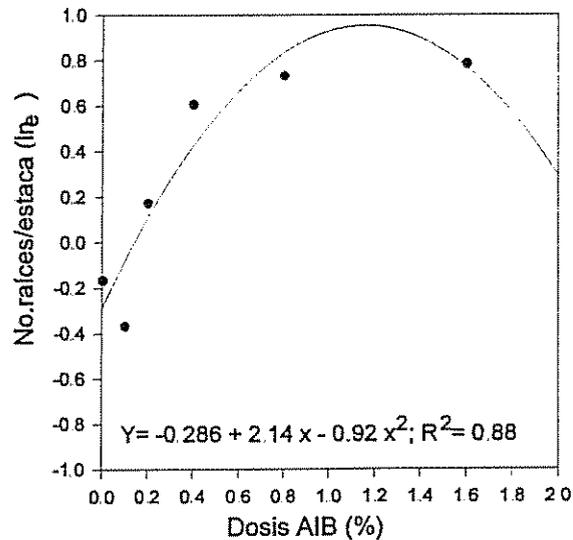


Figura 24. Relación entre el promedio de número de raíces por estaca y dosis de AIB, en estacas de *T.oblonga*, en la VII semana. Cada valor corresponde el promedio de 8 a 27 estacas por dosis de AIB.

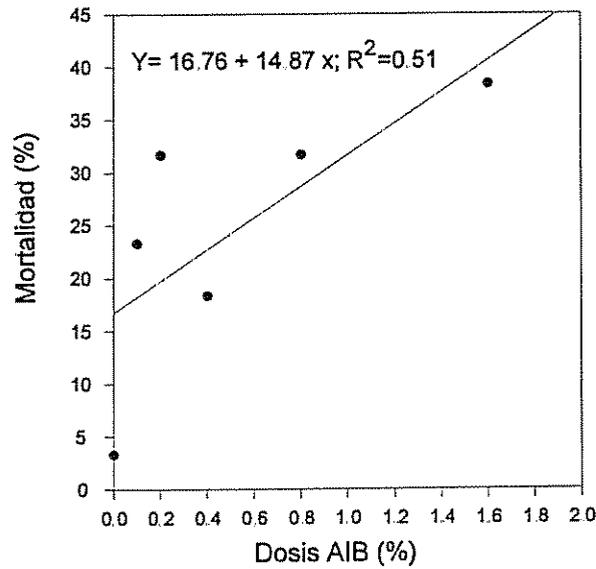


Figura 25. Relación entre el promedio de mortalidad y dosis de AIB, para estacas de *T. oblonga*, en la VII semana. Cada valor corresponde el promedio de 60 estacas.

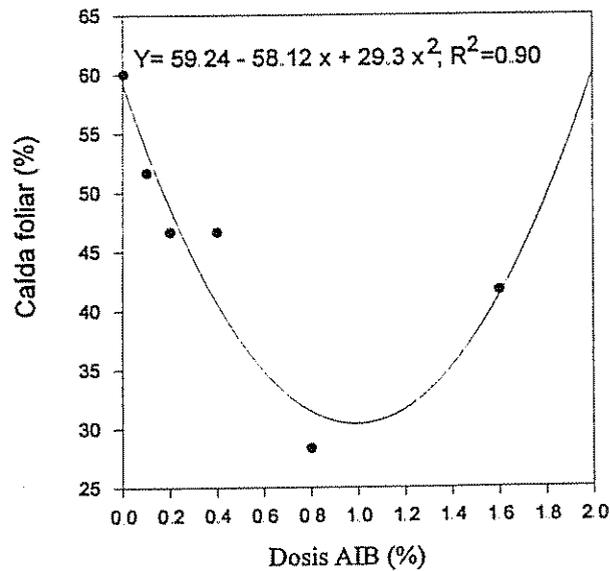


Figura 26. Relación entre el porcentaje de estacas con caída foliar y dosis de AIB, para *T. oblonga*, en la VII semana. Cada valor corresponde el promedio de 60 estacas.

A pesar de que la interacción sustrato por dosis no fue estadísticamente significativa ($p > 0.05$) para ninguna de las variables evaluadas, en la Figura 27 se observa que las estacas en aserrín bajo la dosis de 0.4% de AIB, presentaron el mayor porcentaje de enraizamiento (55%); sin embargo, dichas estacas ya para la séptima semana, presentaban pudrición radical (Anexo A6). Con las dosis de 0.8% en arena y 0.4% en grava, se presentaron los mayores porcentajes de enraizamiento (45%). La no aplicación de dosis de AIB en aserrín y grava produjo tan solo un 5% de estacas enraizadas, mientras que para el sustrato arena produjo un 30% de enraizamiento. En grava, la dosis de 0.1% no causó enraizamiento.

El porcentaje de mortalidad estuvo entre 0% a 45%, siendo mayor en los sustratos aserrín y grava (Fig 28). La mayor mortalidad (50%) se obtuvo bajo el sustrato grava y la dosis de 1.6%, mientras que en arena y con la no aplicación de AIB, no hubo mortalidad en las estacas.

En cuanto al porcentaje de estacas con caída foliar, los valores estuvieron entre 20% y 75%. Las estacas en aserrín con las dosis de 0% y 0.4%, así como las estacas en grava con la dosis de 0.1%, fueron las que alcanzaron los mayores porcentajes (65%, 70% y 75%, respectivamente), mientras que los menores porcentajes se obtuvieron en arena y grava con las dos dosis mayores (Fig 29).

Para el número promedio de raíces por estaca, los valores estuvieron entre 0 a 3.4 raíces por estaca. En arena y aserrín, las mayores dosis fueron las que mostraron los mayores valores (Anexo A7), mientras que en grava, la dosis de 1.6% causó uno de los menores promedios de raíces por estaca (Fig 30).

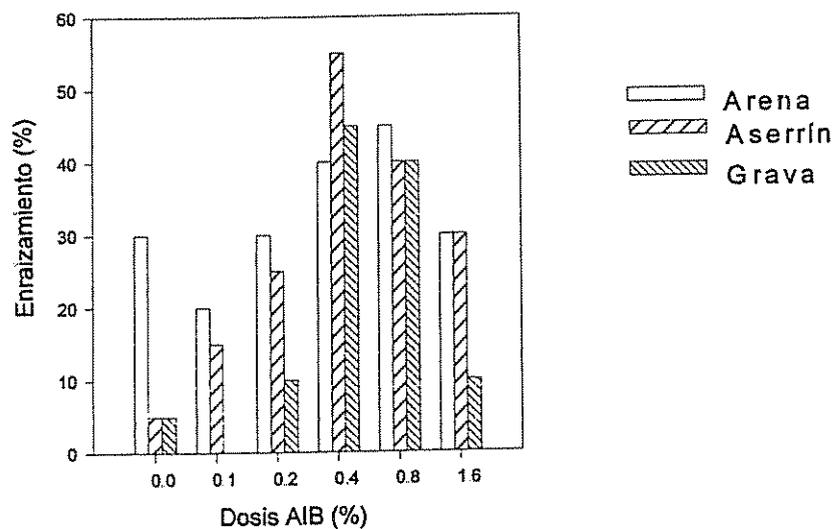


Figura 27. Porcentaje de estacas enraizadas de *T. oblonga* según dosis de AIB y sustrato para la VII semana. Cada valor representa el promedio de 20 estacas.

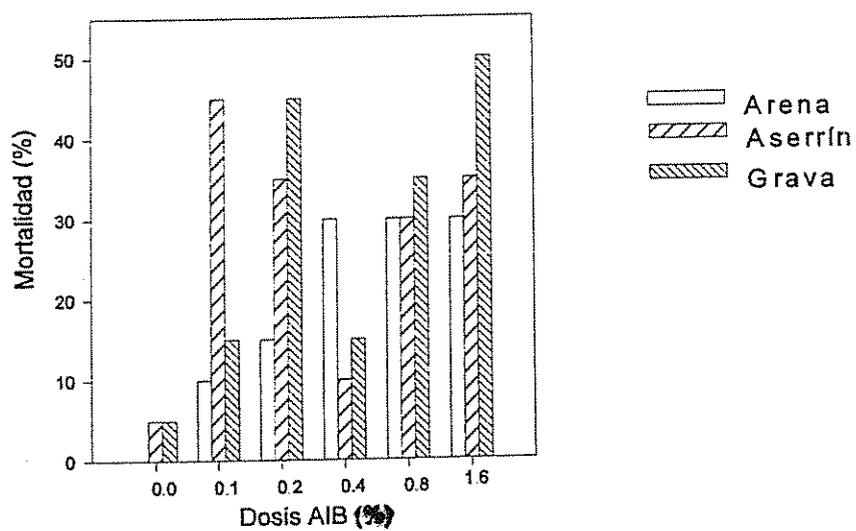


Figura 28. Porcentaje de mortalidad en estacas de *T. oblonga* según dosis de AIB y sustrato para la VII semana. Cada valor representa el promedio de 20 estacas.

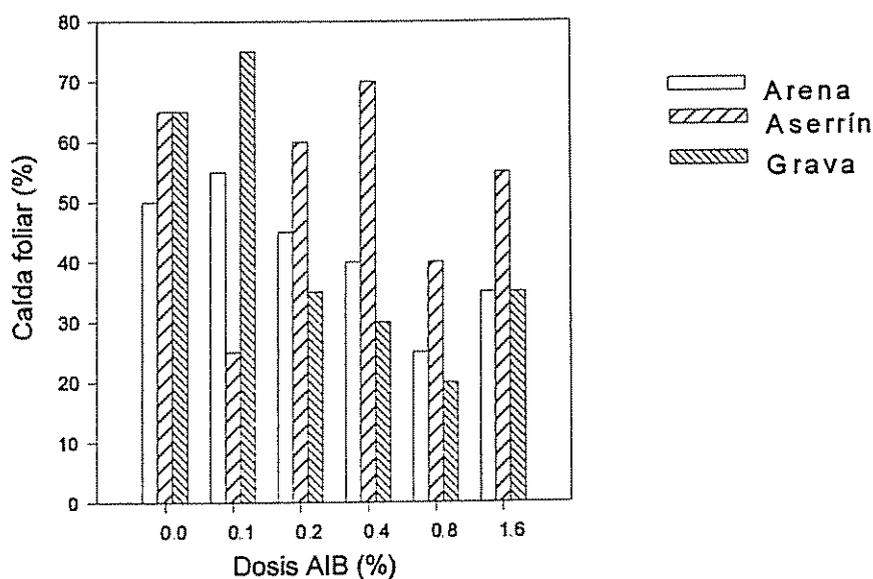


Figura 29. Porcentaje de estacas con caída foliar en *T. oblonga* según dosis de AIB y sustrato para la VII semana. Cada valor representa el promedio de 20 estacas.

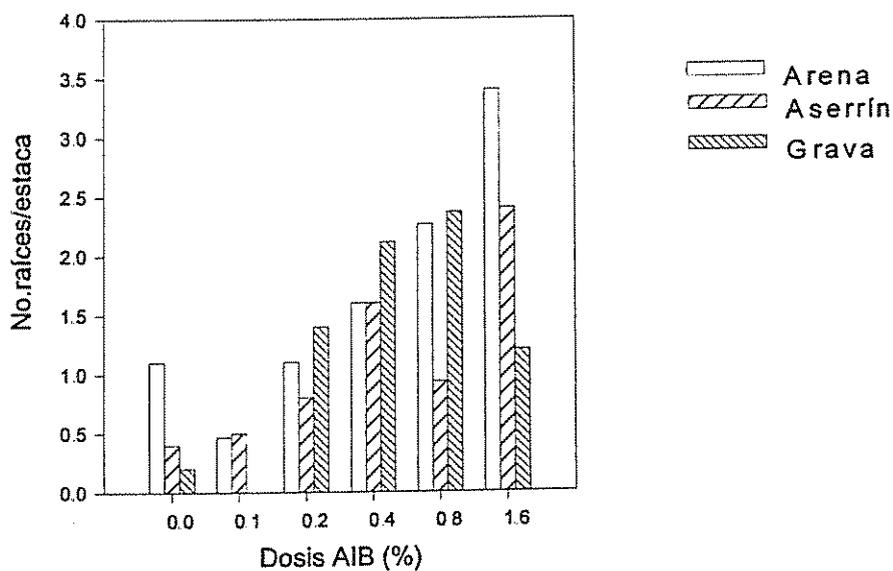


Figura 30. Número de raíces por estaca de *T. oblonga* según dosis de AIB y sustrato para la VII semana. Cada valor representa el promedio de 6 a 27 estacas, por tratamiento.

DISCUSION

Experimento 1 (Efecto de tres tipos de sustratos y seis dosis de AIB sobre la capacidad de enraizamiento en estacas de *Hyeronima alchorneoides*, *Platymiscium pinnatum* y *Terminalia oblonga*).

Uno de los componentes exógenos que influyen en el enraizamiento de las estacas juveniles, es el medio de enraizamiento que se utilice, el cual varía entre diferentes especies (Loach, 1986; Leakey *et al.* 1990). Un buen medio para el enraizamiento, según Reddy *et al.* (1993), es aquel que: sea suficientemente firme y denso para dar soporte a las estacas, que tienda a retener suficiente humedad, con alta porosidad para permitir buen drenaje y aireación; libre de semillas de malezas y patógenos. Según Haissig (1986), la relación entre aire y agua en el medio de enraizamiento juega un papel importante en el éxito de la macropropagación, al influir en la disponibilidad de oxígeno que pueda haber en la base de la estaca, donde las raíces son formadas. Durante el enraizamiento, el oxígeno funciona como un receptor de electrones en la respiración e influye en la bioquímica de la mitosis, la cual es un evento primario para la iniciación del primordio radical y su desarrollo (Haissig, 1986). El agua es esencial para mantener la presión de turgencia, la cual permite la expansión celular y por ende, el crecimiento inicial de las raíces (Loach, 1988a). En estacas de *Platymiscium pinnatum* y *Hyeronima alchorneoides*, las buenas condiciones de aireación y contenido de humedad se reflejó en el incremento del porcentaje de enraizamiento semanal al utilizar arena y grava (Fig 4 y Fig 11). En estacas de *Terminalia oblonga*, esas buenas condiciones se reflejaron en el mayor incremento de enraizamiento semanal al utilizar arena (Fig 21).

En el presente estudio, los porcentajes de enraizamiento en estacas de *P. pinnatum* y *H. alchorneoides* fueron significativamente menores cuando se utilizó aserrín que los porcentajes obtenidos con arena y grava. Para el caso de *T. oblonga*, el porcentaje de enraizamiento no fue afectado por el sustrato; sin embargo, la arena presentó los mayores porcentajes de enraizamiento (Fig 21). Parte de estos resultados se puede deber al contenido de agua que presentan cada uno de estos sustratos. Un estudio realizado por Mesén *et al.* (1997b), mostró que el contenido de agua en aserrín fue mayor (53.8%) al obtenido en arena y grava, los cuales mostraron valores menores al 18%. El exceso de agua alrededor de la base

de la estaca funciona como una barrera para la difusión del oxígeno, causando en el peor de los casos, anoxia dentro de los tejidos (Loach, 1986); el agua llega a desplazar el aire de los poros no capilares del suelo y produce una deficiencia en oxígeno (Kramer, 1983). A su vez, una reducción en la concentración de oxígeno en el medio, causa un cierre estomático de inmediato (Sojka y Stolzy, 1980; Erstad y Gislerod, 1994) lo cual influye en el enraizamiento al reducir la toma de CO_2 para la fotosíntesis. Todos estos efectos que causa un medio saturado de agua pudo contribuir al bajo porcentaje de estacas enraizadas y la mayor mortalidad obtenida con el aserrín en las especies *P. pinnatum* y *H. alchorneoides*. En estacas de *H. alchorneoides*, la mayor mortalidad en aserrín ocurrió en las estacas con diámetros mayores a los 10mm, lo cual puede estar relacionado con la falta de oxígeno que existe en el medio para permitir suplir las mayores tasas de respiración que se dan en estacas con diámetros mayores. En estacas de *Prosopis juliflora* se ha demostrado aumentos en el rango de respiración basal ante incrementos en el diámetro de las estacas (Dick *et al.*, 1994). A su vez, en grava se alcanzó el mayor porcentaje de mortalidad para estacas con diámetros mayores a los 10 mm aun cuando este sustrato presentó uno de los mayores porcentajes de enraizamiento para aquellas estacas con diámetros menores. El menor contenido de agua existente en este sustrato pudo haber causado un déficit hídricos elevado en dichas estacas favoreciendo una mayor mortalidad.

En estacas de *T. oblonga*, la mayor mortalidad no solo se dio con el uso del aserrín, sino también cuando se utilizó grava (Fig 20), lo cual indica que esta especie es sensible no sólo al exceso de agua, sino también al uso de un sustrato cuyos volúmenes de agua sean excesivamente bajos, como en la grava.

El efecto que presentaron los sustratos sobre el enraizamiento de las estacas de *P. pinnatum*, *H. alchorneoides* y *T. oblonga*, pueden estar relacionados con las condiciones a las que estas especies se encuentran adaptadas en la naturaleza. Tanto *P. pinnatum* como *H. alchorneoides* y *T. oblonga*, son especies que se establecen en suelos con buen drenaje (Harshorn y Poveda, 1991). *T. oblonga*, sin embargo, se encuentra a orillas de quebradas (Harshorn y Poveda, 1991) por lo que puede tolerar condiciones de mayor humedad y ello se pudo reflejar en el mayor porcentaje de estacas enraizadas en aserrín que en grava (Fig 20);

sin embargo el mal drenaje existente en aserrín, causó la pudrición posterior de las raíces producidas.

A diferencia de lo obtenido con las especies estudiadas, existen algunas especies que responden mejor al uso de aserrín como medio de enraizamiento. *Milicia excelsa*, por ejemplo, presentó un mayor porcentaje de enraizamiento y número de raíces por estaca al utilizar aserrín que arena fina (Ofori *et al.*, 1996); lo mismo ocurrió con la especie *Irvingia gabonensis* (Shiembo *et al.*, 1996b).

En cuanto al número de raíces producidas en las estacas en *P. pinnatum* y *H. alchorneoides*, el menor promedio se obtuvo al utilizar aserrín. Similares resultados se han obtenido con *Inga dulcis*, *Azadirachta indica* (Reddy *et al.* 1993), *Gmelina arborea* (Díaz *et al.*, 1991) y *Cedrela odorata* (Díaz, 1991). En un estudio realizado con *Cryptomeria japonica*, el número de raíces por estaca estuvo inversamente relacionado con el contenido volumétrico de agua en el medio, sugiriendo que el exceso de agua actúa como barrera para la difusión del oxígeno (Loach, 1986). Con estacas de *Chrysanthemum*, un aumento en el número de raíces por estaca estuvo relacionado con una reducción en el contenido de agua y cuando la cantidad de oxígeno aumentó de 0% a un 20% (Hartmann y Kester, 1983).

El bajo número de raíces por estaca obtenido en los tres sustratos en el caso de *T. oblonga*, pudo estar relacionado con contenidos bajos de reservas iniciales, las cuales no lograron ser repuestas durante la propagación. Según Haissig (1986) y Moe y Andersen (1988), el nivel total de carbohidratos en las estacas está más relacionado con el desarrollo de raíces que con el inicio del enraizamiento.

En cuanto a la caída foliar en estacas de *P. pinnatum*, *H. alchorneoides* y *T. oblonga*, el mayor porcentaje se detectó en el sustrato aserrín, lo cual pudo estar relacionado con la susceptibilidad de dichas especies a altas concentraciones de etileno. Según Mudge (1988), bajo condiciones de saturación de agua, existe una tendencia a incrementarse los niveles endógenos de etileno, que si bien en algunas especies pueden causar un estímulo en el enraizamiento, como en *Phaseolus vulgaris*, en otras, como sugieren Kramer (1983), Salisbury y Ross (1994) pueden producir daños en los tejidos al contribuir con la síntesis de celulasa, enzima que hidroliza la celulosa y produce la degradación en las paredes celulares

con la consecuente muerte de los tejidos. En otros casos, elevadas concentraciones de etileno produce un amarillamiento en las hojas y la consecuente abscisión foliar (Muller *et al.*, 1997).

La alta caída foliar en estacas no enraizadas de *H. alchorneoides* bajo el sustrato grava, se presentó en estacas con diámetros mayores a 10mm, lo cual pudo estar relacionado con una mayor pérdida de turgencia por parte de los tejidos al estar en un sustrato con un menor contenido de agua. Según Leakey (1983), las estacas basales (las que presentan mayores diámetros) son fisiológicamente diferentes a las apicales, presentando tejidos menos hidratados.

Una alta proporción de las estacas de *H. alchorneoides* y *T. oblonga* que sufrieron de caída foliar, no enraizaron. Las hojas presentes en las estacas han sido correlacionadas con la producción de promotores auxínicos, auxinas sinergistas (co-factores) que son transportadas a la zona de enraizamiento en la base de la estaca, importantes para el enraizamiento (Wilson, 1994). A su vez, las hojas permiten la producción de carbohidratos derivados de la fotosíntesis (Kamaluddin y Ali, 1996; Hartmann, 1990), los cuales funcionan como fuente de energía para el proceso rizogénico (Haissig, 1986; Gutiérrez, 1995) así como para el incrementar el número de raíces en las estacas (Moe y Anderson, 1988).

El contenido relativo de agua (CRA) foliar, tanto en estacas sin enraizar como enraizadas de *P. pinnatum* y *H. alchorneoides*, mostraron valores mayores al 80%; valores similares han sido informados por Ofori *et al.*, (1996) para estacas de *Milicia excelsa*. Estos investigadores sugieren que el alto CRA inicial en las estacas es indicador de la ausencia de déficit hídrico en las estacas durante el proceso de enraizamiento. El contenido de agua en los tejidos es determinado por el balance entre la pérdida de agua por las hojas y la toma de agua proveniente del medio de enraizamiento a través de la base de las estacas y al rango de transpiración (Loach, 1986; Grange y Loach, 1985). Según Ofori *et al.*, (1996), la toma de agua por las estacas se encuentra relacionado con el contenido volumétrico del agua que hay en el medio, el cual se refleja en el contenido relativo foliar de agua. En arena y aserrín, los contenidos volumétricos de agua son mayores que en grava (Mesén *et al.*, 1997b); esto puede explicar el mayor CRA obtenido en estacas sin enraizar de *P. pinnatum* bajo los sustratos arena y aserrín.

El CRA en estacas enraizadas de *P. pinnatum* aumentó bajo los sustratos grava y arena, lo cual muestra que la absorción de agua por las raíces nuevas permite compensar el agua que es removida por las hojas y mejorar el nivel hídrico, a diferencia de aquellas estacas en donde el enraizamiento no ocurre, pues la pérdida de agua por procesos de transpiración no llega a ser compensada (Hartmann y Kester, 1990). En aserrín no se presentó un aumento en el CRA después del enraizamiento, esto pudo haberse debido a la poca producción de raíces en este sustrato y al estado fisiológico de las mismas a causa del exceso de agua existente en dicho sustrato.

En estacas sin enraizar, al existir un aumento en el contenido interno de agua, los tejidos dentro de las estacas permanecen túrgidos, favoreciendo el enraizamiento (Loach, 1986; 1988a). Una buena hidratación permite una mayor abertura estomática, contribuyendo la ganancia de carbohidratos a través de la fotosíntesis (Loach, 1988a). Una disminución en el "estrés" hídrico de los tejidos de las estacas tiende a producir aumentos en el coeficiente neto fotosintético (P_n) (Davis, 1988). Al aumentar la fotosíntesis cuando los tejidos se encuentran hidratados se pueden producir más auxinas, así como cofactores foliares que permitan el desarrollo del primordio radical de inicio. Estos beneficios de la hidratación adecuada de los tejidos pueden explicar los mayores porcentajes de enraizamiento obtenidos en arena y en grava, donde las estacas presentaron CRA iniciales mayores al 85% y al 77%, respectivamente.

En estacas de *P. pinnatum* enraizadas, en arena, el CRA fue significativamente mayor a los obtenidos con los demás sustratos. El hecho de que la arena cuente con un volumen de agua mayor que la grava, puede influir en este resultado. Existen diferencias en el grado de resistencia de la entrada de agua a las raíces, el cual es representado por el grado de contacto entre la base de la estaca y la película de agua alrededor de las partículas del medio de enraizamiento (Loach, 1988a). El menor volumen de agua en grava puede estar asociado con una mayor resistencia, reflejándose en un menor CRA, y el exceso de agua en aserrín puede causar resistencia por efectos anóxicos.

Con respecto a las auxinas, ha sido bien documentado el efecto que tienen las mismas en promover el desarrollo de raíces adventicias en la base de la estaca, por medio de la

capacidad de promover la iniciación de primordios radicales y de transportar carbohidratos y co-factores a la base de las estacas (Leakey *et al.*, 1982) Dichos efectos se pudieron observar en el incremento semanal del porcentaje de enraizamiento en las estacas al AIB en las tres especies (Fig 5, 12 y 22) existiendo además una tendencia a retrasarse el inicio del enraizamiento cuando no se aplicó AIB.

En estacas de *P. pinnatum*, no se presentaron diferencias significativas en cuanto al porcentaje de estacas enraizadas bajo diferentes dosis de AIB; sin embargo existió un leve aumento en enraizamiento con las dosis de 0.2% y 0.4%. En dichas estacas, aún sin aplicar AIB, el porcentaje de enraizamiento fue elevado. Un alto porcentaje de enraizamiento en las estacas testigo también ha sido informado en estacas de *Milicia excelsa* (Ofori *et al.*, 1996) y *Shorea macrophylla* (Lo, 1985). Hartmann y Kester (1990) atribuyen dicho comportamiento al contenido endógeno de auxinas que presentan las estacas en el momento de ser propagadas. A su vez, el número de raíces por estaca aumentó conforme se incrementó la dosis de AIB (Fig 6) al igual que ocurrió con *H. alchorneoides* (Fig 17). Con otras especies se ha visto el mismo comportamiento, tales como en estacas de *Cordia alliodora* (Mesén *et al.*, 1997b); *Vochysia guatemalensis* (Mesén *et al.*, 1992) y *Khaya ivorensis* (Tchoundjeu y Leakey, 1996), entre otras. Este incremento en el número de raíces por estaca al aumentar la dosis de AIB, puede estar relacionado con la función del AIB de promover la movilización de carbohidratos de hojas y del tallo a la base de las estacas (Haissig, 1986). Según Veierskov *et al.*, (1982), una de las funciones de los carbohidratos en algunas especies es la de producir un incremento en el número de raíces por estaca.

En el caso de las estacas de *T. oblonga*, el leve incremento en el número de raíces por estaca al aumentar las dosis de AIB (Fig 24) puede estar relacionado con las condiciones fisiológicas de las plantas donantes que influyen en el contenido de carbohidratos de las estacas. Según Haissig (1986) y Veierskov (1988), el estado fisiológico de la planta donante influye en el metabolismo de los carbohidratos de las estacas, por causar variaciones en la cantidad y tipos de sustratos disponibles para su metabolismo. Se ha visto que una reducción en las concentraciones de carbohidratos, así como de nitrógeno en las plantas donadoras por variaciones ambientales, reduce el desarrollo y número de raíces producidas por las estacas

(Veierskov, 1982, 1988). La nutrición mineral de las plantas donantes influye en el desarrollo de las raíces adventicias en estacas, pues se encuentra involucrada con la iniciación, crecimiento y desarrollo de las raíces (Blazich, 1988; Moe y Andersen, 1988; Eliasson, 1978). Aún cuando las plantas donadoras de *T. oblonga* se encontraban creciendo bajo las mismas condiciones ambientales de las otras dos especies evaluadas, por ser especies distintas, los requerimientos ambientales tienden a variar y esto afecta las condiciones fisiológicas de las plantas donantes en cada especie.

La variabilidad en la respuesta de las estacas de diferentes especies a las dosis de AIB, puede deberse a variaciones en cuanto a las concentraciones de auxinas endógenas (Leakey *et al.*, 1982; Sunil y Verma, 1995), así como a las concentraciones de cofactores y/o inhibidores del enraizamiento, y posiblemente a la interacción entre estos factores (Leakey, citado por Mesén, 1993). Para las estacas de *H. alchorneoides* que lograron enraizar, los mayores valores fueron con las dosis mayores de AIB (Fig 13) al igual que lo obtenido con estacas de *Cordia alliodora* (Mesén *et al.*, 1997b). En estacas de otras especies, como en las de *Triplochiton scleroxylon*, el mayor enraizamiento se obtuvo con dosis de 0.4% (Leakey *et al.*, 1992), de 0.2% en *Milicia excelsa* (Ofori *et al.*, 1996), 0.2% y 0.4% en estacas de *Azadirachta indica* (Kamaluddin y Ali, 1996).

El mayor porcentaje de mortalidad en estacas de *H. alchorneoides* se obtuvo con las dosis de 0.8% y 1.6% (Fig 13) en donde más del 60% de la mortalidad ocurrió en estacas con diámetros mayores a 10 mm, lo cual indica que este tipo de estacas son más sensibles a las concentraciones elevadas de AIB, llegando a causar efectos tóxicos. En estudios con *Shorea macrophylla* (Lo, 1985), la mayor mortalidad ocurrió en las estacas basales, al agregar una dosis de 10800 ppm de AIB en comparación con 1200 ppm de AIB; dicho comportamiento es atribuido a las diferencias fisiológicas que existen entre las estacas apicales y las basales, en cuanto a la actividad celular, los reguladores de crecimiento endógenos, los niveles de asimilados y el grado de lignificación. El aumento en la mortalidad de las estacas al aumentar concentraciones de AIB se ha asociado a efectos tóxicos (Shiembo *et al.*, 1996b; Thimman, s.f.) que tienden a producir pérdida de la turgencia celular (Thimman, s.f.). Concentraciones de auxinas más altas de las que pueden encontrarse en los tejidos pueden causar la muerte

celular (Hartmann y Kester, 1990).

Independientemente de la dosis aplicada, la mayor caída foliar correspondió para aquellas estacas con diámetros mayores a 10 mm que no lograron enraizar. Dicho comportamiento se puede deber a las condiciones de baja incidencia de luz y menor vigor (por efecto de competición) que presentan las hojas de estacas gruesas (basales) (Wilson, 1994) así como a mayores déficits hídricos en estacas basales (1983), y a la presencia de hojas fisiológicamente maduras, las cuales tienen menor actividad fotosintética.

En estacas de *P. pinnatum*, si bien no se presentaron diferencias significativas entre los porcentajes de mortalidad al utilizar distintas dosis de AIB, los valores mayores fueron para las dos dosis mayores, lo cual puede indicar efectos de toxicidad, como se discutió anteriormente.

Para estacas de *T. oblonga*, las dosis mayores a 0.4% de AIB causaron reducción en el porcentaje de enraizamiento (Fig 23), aumento en la mortalidad (Fig 25) y caída foliar (Fig 26); dicho comportamiento puede estar atribuido al efecto tóxico que causa las concentraciones mayores de 0.8% en las estacas de dicha especie. Un efecto inhibitorio que se le atribuye a las altas concentraciones de auxinas, ha sido la abscisión foliar, causada por pérdida de turgencia y por translocación de solutos hacia la base de la estaca (Thimman, s.f.). Según Shiemo *et al.*, (1996b), un alto porcentaje de abscisión foliar al aumentar las dosis de auxinas puede estar relacionado con el efecto de senescencia causado por una mayor translocación basipétala de carbohidratos de reserva al utilizar dosis elevadas de AIB. Una reducción en el porcentaje de enraizamiento al utilizar concentraciones elevadas de AIB (0.8%), ha sido encontrada a su vez, en algunas especies, como *Vochysia guatemalensis*, *Albizia guachapele* y *Bombacopsis quinata*, entre otros (Mesén *et al.*, 1992). En estacas de *T. oblonga*, se presentaron estacas que lograron enraizar con las dosis de 0.8% y 1.6% de AIB, mostrando un leve aumento en la producción de raíces por estaca (Fig 24) a diferencia de las otras dosis, por lo que estas estacas fueron mas tolerantes a la toxicidad.

En cuanto al efecto de las diferentes dosis utilizadas sobre el CRA para las estacas enraizadas de *H. alchorneoides*, se dio una reducción del CRA al aumentar las dosis de AIB (Fig 18) lo cual refleja que para esa semana, se presentó mayores pérdidas de agua por

procesos de transpiración al aumentar los niveles de AIB. EL CRA es una variable que se ve afectada por procesos metabólicos tales como fotosíntesis, síntesis de proteínas y reducción de nitratos, así como a la ocurrencia de déficits hídricos previos (Newton y Jones, 1993b). En estacas de *Acer rubrum* se ha obtenido una correlación negativa entre los niveles de AIB y el rango fotosintético, en donde la reducción de la fotosíntesis estuvo asociada a déficits hídricos existentes en la estaca (Smalley *et al.*, 1991). Una posible explicación a su vez es el efecto que pudo tener las dosis elevadas de AIB en la calidad de las raíces producidas, lo cual condujo a una mayor resistencia a la toma de agua para aquellas raíces producidas con dosis mayores de AIB. Dicha disminución fue aún mas notoria bajo el sustrato arena que bajo el sustrato grava (Fig 19), lo cual indica que con el sustrato arena, las dosis de AIB influyen aún más en los procesos de respiración que en el sustrato grava, quizás por diferencias en cuanto al contenido de agua entre ambos sustratos.

El alto porcentaje detectado de estacas sin enraizar en *H. alchorneoides* puede estar relacionado con los altos diámetros de la mayoría de las estacas utilizadas, existiendo una disminución en el porcentaje de enraizamiento conforme se incrementaba el diámetro (Fig 10). Similares resultados se han presentado en estacas de *Balanites aegyptiaca*, en donde los diámetros mayores a los 12 mm, no enraizaron en su gran mayoría y presentaron alta mortalidad, mientras que las estacas con diámetros menores a los 2 mm presentaron altos porcentajes de enraizamiento (Mbah y Retallick, 1992). A su vez, en estacas de *Albizia guachapele* se presentó una disminución en el porcentaje de enraizamiento con diámetros mayores a los 4 mm (Mesén, 1993). Estacas de *Tabebuia rosea* con diámetros de 1 cm y 2 cm enraizaron más que aquellas con un diámetro de 3 cm (Segura *et al.*, 1991). Entre algunas de las causas que se le atribuyen a la disminución en el enraizamiento al aumentar el diámetro de la estaca ha sido la lignificación de los tejidos (Segura *et al.*, 1991) la cual funciona, en algunas especies, como una barrera mecánica para la emergencia de las raíces (Hartman y Kester, 1990). Según Hartmann y Kester (1983), el alto porcentaje de enraizamiento en estacas apicales (menor diámetro) puede explicarse a una mayor concentración de auxinas endógenas y células que pueden volverse meristemáticas que en posiciones basales. Uno de los papeles que se le ha atribuido a la fotosíntesis es el de influir en la translocación basipétala de co-

factores foliares para el enraizamiento (Davis, 1988). Es probable que al existir una disminución en la actividad fotosintética en hojas de estacas basales, la translocación de dichos co-factores foliares se vea afectando por lo que el enraizamiento se vea disminuido.

En un mismo tallo existen gradientes en succulencia, área foliar, edad, morfología así como diferencial en el potencial de agua, todo lo cual afecta el enraizamiento (Leakey, 1983). Las diferencias en respuesta al enraizamiento entre estacas de zonas más apicales que las de sitios basales, se debe probablemente a diferencias en la actividad celular, la cantidad de reguladores endógenos, los niveles de asimilados y el grado de lignificación (Lo, 1985). Además, cuando las plantas donantes presentan copas frondosas, las plantas con diámetros grandes (las de zonas más basales), reciben menos luz, menor movimiento de aire, menor vigor (por efecto de competencia) así como un mayor potencial de inóculo a patógenos que las estacas con menores diámetros (zonas más apicales), todo ello afectando al enraizamiento y la sobrevivencia de las estacas (Wilson, 1994). Es probable que en estacas de *H. alchorneoides* todos estos factores contribuyeron al pobre enraizamiento obtenido en las estacas basales.

El efecto del estado de madurez de la planta donante se observó en la especie *T. oblonga*, en donde el uso de estacas provenientes de rebrotes de ocho meses de edad no favoreció el enraizamiento en comparación con rebrotes de dos meses. Es posible que la reducción del potencial de enraizamiento con la edad sea el resultado de la disminución del contenido de compuestos fenólicos, los cuales actúan como cofactores o sinergistas de la auxina en la iniciación de raíces (Hartmann y Kester, 1990). También puede existir un aumento en la concentración de inhibidores del enraizamiento al utilizar plantas donantes maduras, los cuales causan una reducción en el potencial de enraizamiento (Hackett, 1988; Poupard *et al.* 1994; Nanda y Kochhar, 1991). Finalmente, una mayor lignificación de los tejidos durante el proceso de maduración de los mismos, constituye una barrera anatómica para la emergencia de las raíces (Hartmann y Kester, 1990). Según Blazkova *et al.*, (1997) la diferencia en la respuesta a la aplicación de AIB exógeno en estacas que provienen de plantas donantes maduras que en estacas de plantas donantes jóvenes, puede ser interpretado en términos de una alteración en el metabolismo de la auxina más que en términos de un cambio en la sensibilidad de las células involucradas en la producción de raíces.

RESULTADOS

Experimento 2 (Efecto de tres niveles de luz y tres áreas foliares sobre la capacidad de enraizamiento en estacas de *Hyeronima alchorneoides* y *Platymiscium pinnatum*).

Las variaciones en radiación solar que prevalecieron en este experimento, se presentan a continuación:

Cuadro 11. Condiciones ambientales en las cámaras de propagación con una capa de sarán, dos capas y luz directa, Turrialba, Costa Rica.

	Luz directa		1 capa sarán		2 capas sarán	
	(\bar{x})	Rango	(\bar{x})	Rango	(\bar{x})	Rango
Temperatura foliar (°C)	27	22.5 - 40.5	22.5	17.4 - 34.5	21.9	16.2 - 30.5
Temperatura sustratos (°C)	30.6	25.2 - 35.4	30	24.4 - 35.4	23.8	23.4 - 27.3
Radiación solar ($\mu\text{molm}^{-2}\text{seg}^{-1}$)	300.99	31.29 - 1060.8	156.37	14.19 - 516.39	81.38	14.79 - 198.8

Como se observa del cuadro anterior, el uso de una y dos capas de sarán redujo la radiación solar en un 52% y 27.0%, respectivamente.

Resultados por especie

Platymiscium pinnatum

Las estacas utilizadas presentaron un diámetro entre $1.5 - 9.6 \pm 0.05$ mm. No existió relación significativa ($P > 0.05$) entre el diámetro de las estacas y la incidencia de enraizamiento; sin embargo, se presentó una relación lineal significativa ($p < 0.05$) entre el diámetro y el número de raíces producidas por estaca, como se observa en la Figura 31.

Seis semanas después del establecimiento del experimento, el promedio de estacas enraizadas, de mortalidad, de estacas con caída foliar y el número de raíces por estaca, indicó la existencia de diferencias significativas entre las diferentes intensidades de luz. Sólo hubo diferencias entre los tratamientos de área foliar para el promedio de estacas enraizadas y mortalidad. A su vez, ninguna de las variables anteriormente mencionadas fueron significativamente afectadas por la interacción entre los niveles de luz y el área foliar, como se muestra en el Cuadro 12.

Cuadro 12. Análisis de varianza para el promedio de estacas enraizadas, de mortalidad, de estacas con caída foliar y número promedio de raíces por estaca, para estacas de *P. pinnatum* en la VI semana de edad, Turrialba, Costa Rica.

FV	gl	CUADRADOS MEDIOS Y PROBABILIDADES					
		Enraizamiento ^a	P	Nºraíces	P	Mortalidad ^b	P
Luz (L)	2	0.910	0.0018**	44.632	0.0015**	0.674	0.0003**
Testigo vrs otros	1	1.749	0.0006**	30.660	0.0152*	1.337	0.0001**
Una capa vrs dos	1	0.0712	0.367ns	58.604	0.002**	0.011	0.603ns
Rep (L)	12	0.0814	0.237ns	3.827	0.223ns	0.04	0.236ns
Area foilar (A)	2	0.187	0.058*	1.337	0.614ns	0.184	0.0059**
Lineal	1	0.277	0.039*			0.312	0.003**
Cuadrático	1	0.0971	0.21ns			0.055	0.18ns
L X A	4	0.0158	0.894ns	4.942	0.155ns	0.0064	0.924ns
Rep(L) X A	24	0.0585		2.691		0.029	

CONTINUACION:

FV	gl	CUADRADOS MEDIOS Y PROBABILIDADES	
		Caída foliar	P
Luz (L)	2	0.055	0.002**
Testigo vrs otros	1	0.099	0.0008**
Una capa vrs dos	1	0.00192	0.55ns
Rep (L)	12	0.00508	0.541
Area foilar (A)	2	0.00116	0.812ns
L X A	4	0.00136	0.91ns
Rep(L) X A	24	0.00551	

**Significativo al 1%; *Significativo al 5%; ns No significativo al 5%. ^a Transformación arcoseno; ^b Transformación logaritmo natural.

El porcentaje de enraizamiento fue fuertemente afectado por el nivel de luz ($p > 0.05$); bajo luz directa, se presentó el menor promedio (61.07%) siendo significativamente inferior ($P < 0.05$) a los obtenidos bajo una y dos capas de sarán (92.1% y 87.7%, respectivamente). No se presentaron diferencias significativas ($p > 0.05$) entre el número de raíces por estaca producidas bajo dos capas de sarán y bajo luz directa (6.44 y 6.79 raíces/estaca); sin embargo, sí hubo diferencia al compararlo con el número de raíces promedio obtenido bajo una capa de sarán (9.6 raíces/estaca, $p < 0.05$), el cual tuvo el mayor valor. El porcentaje de mortalidad promedio bajo luz directa (31%) fue significativamente superior ($p < 0.05$) a los obtenidos bajo una capa y dos capas de sarán (6.7% y 4.5%, respectivamente). Al igual que con el promedio de mortalidad, el porcentaje promedio de estacas con caída foliar plantadas bajo luz directa, presentaron el mayor valor (12%), siendo significativamente superior ($p < 0.05$) a los porcentajes promedios obtenidos bajo una y dos capas de sarán (1% y 2%, respectivamente). Bajo luz directa, siete estacas (7.7%) permanecieron vivas sin enraizar, cinco de las cuales no tenían hojas.

El comportamiento semanal que presentaron las estacas en cuanto al porcentaje de enraizamiento bajo diferentes niveles de luz, se presenta en la Figura 32. El enraizamiento se inició en la segunda semana en todos los niveles de luz. Desde la tercera semana hasta la sexta se presentaron diferencias entre los distintos niveles de luz, donde las estacas bajo luz directa mostraron el menor porcentaje de enraizamiento. A su vez, desde la cuarta semana los

porcentajes de enraizamiento alcanzados fueron similares para una y dos capas de sarán.

Bajo una capa de sarán, las estacas con áreas foliares de 60 cm² mostraron los mayores incrementos en cuanto al porcentaje de estacas enraizadas, mientras que las estacas con área foliar de 15 cm² presentaron los menores incrementos (Fig 33); para todas las semanas, las estacas con el área de 60 cm² presentaron siempre el mayor porcentaje. A diferencia de lo ocurrido con una capa de sarán, las estacas bajo dos capas de sarán y con área foliar de 30cm² presentaron el mayor aumento semanal y el mayor promedio de estacas enraizadas, mientras que las estacas con el área foliar de 15cm² presentaron los menores incrementos y porcentajes de enraizamiento (Fig 34). Bajo luz directa, las estacas con las mayores áreas foliares presentaron los mayores incrementos semanales, así como los mayores porcentajes de enraizamiento; desde la segunda semana, las estacas con el área de 60 cm² presentaron los mayores incrementos y porcentajes a diferencia de lo obtenido en las estacas con áreas foliares de 15 cm² (Fig 35).

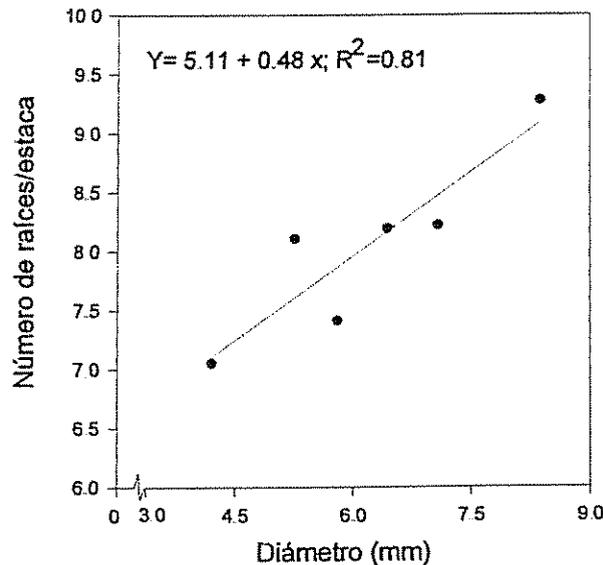


Figura 31. Relación entre el diámetro y el número promedio de raíces en estacas de *P. pinnatum*, para la VI semana. Cada valor corresponde al promedio de 36 estacas.

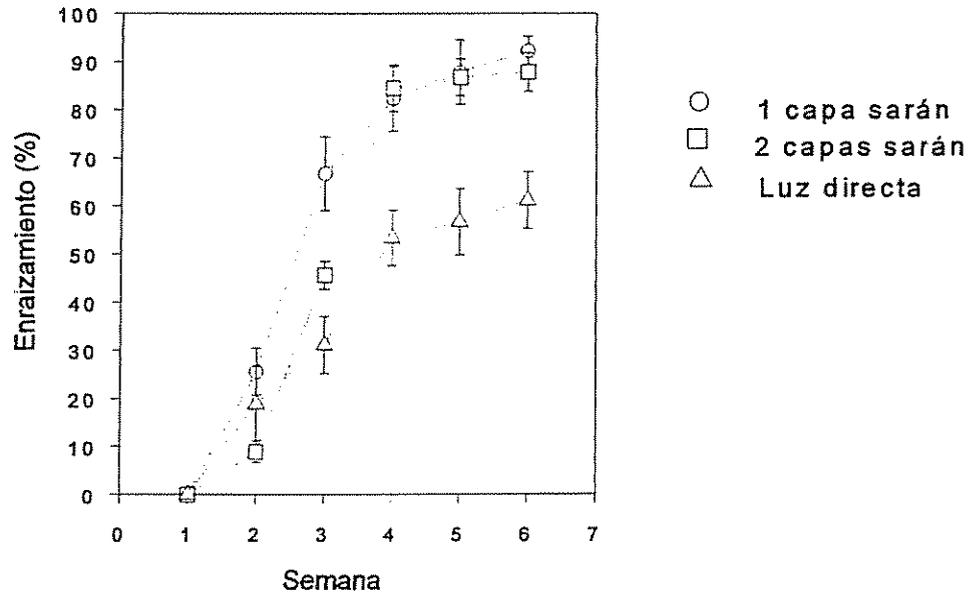


Figura 32. Porcentaje de enraizamiento semanal en estacas de *P. pinnatum*, según nivel de luz. Cada valor representa el promedio de 90 estacas. Barra vertical=error estándar de la media.

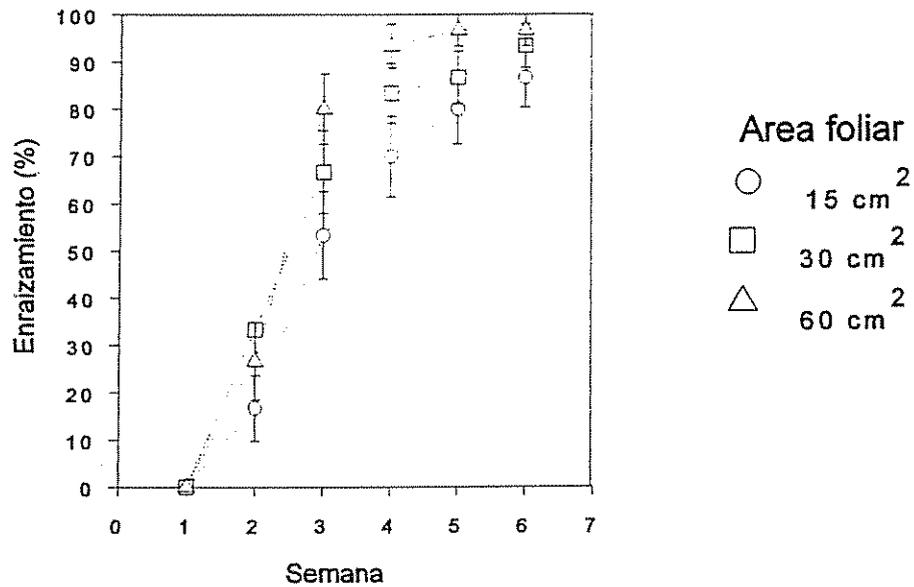


Figura 33. Porcentaje de enraizamiento en estacas de *P. pinnatum* bajo una capa de sarán, según área foliar. Cada valor representa el promedio de 30 estacas. Barra vertical=error estándar de la media.

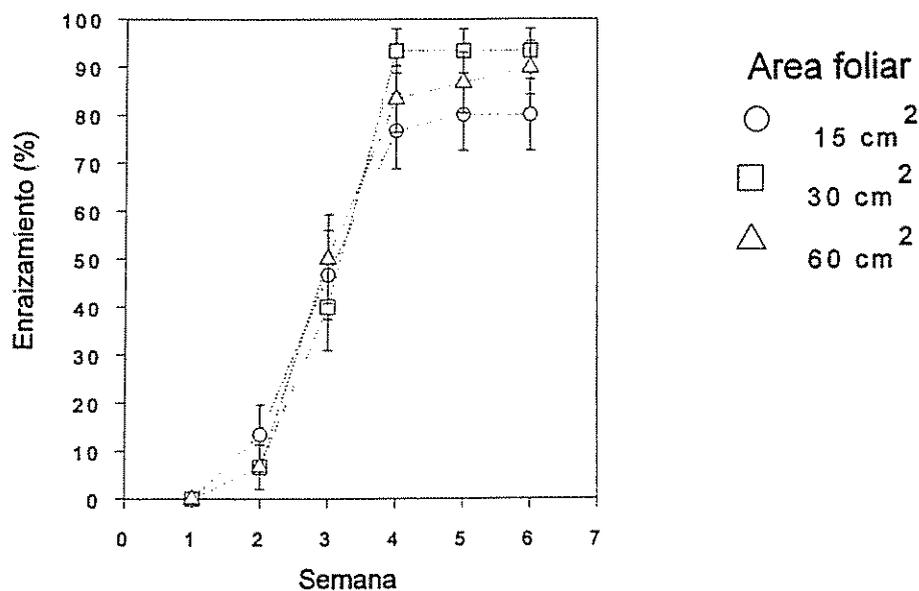


Figura 34. Porcentaje de enraizamiento en estacas de *P. pinnatum* bajo dos capas de sarán, según área foliar. Cada valor representa el promedio de 30 estacas. Barra vertical= error estandar de la media.

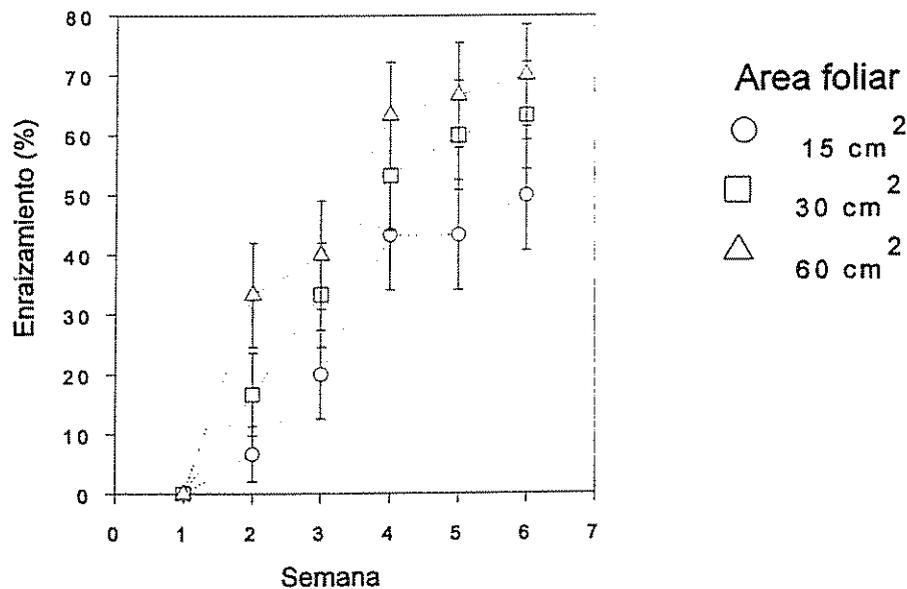


Figura 35. Porcentaje de enraizamiento en estacas de *P. pinnatum* bajo luz directa, según área foliar. Cada valor representa el promedio de 30 estacas. Barra vertical= error estandar de la media.

A nivel de área foliar, se presentó una relación lineal significativa ($p < 0.05$, $R^2 = 0.21$), con el porcentaje de enraizamiento, existiendo una tendencia a aumentar el porcentaje conforme se incrementó el área foliar (Fig 36). El número promedio de raíces por estacas entre las diferentes áreas foliares estuvo entre 7.4 -7.9, sin existir diferencias significativas ($p > 0.05$), al igual que lo ocurrido con el promedio de caída foliar, cuyo valor fue de 5.6% para todas las áreas foliares. Sin embargo, para el promedio de mortalidad, existió una relación lineal negativa significativa ($p < 0.05$, $R^2 = 0.39$) con el área foliar, existiendo una disminución en la mortalidad conforme se aumentó el área foliar (Fig 37).

La interacción entre el nivel de luz y el área foliar no fue significativa para ninguna de las variables evaluadas ($p > 0.05$); sin embargo, se presentaron algunas tendencias: el menor porcentaje de enraizamiento fue de 50% bajo luz directa y con área foliar de 15cm^2 , mientras que las estacas bajo una capa de sarán y dos capas, presentaron porcentajes entre 80% y 96.6%, obteniéndose los mayores valores con las dos áreas foliares mayores (Fig 38). Como se observa en la Figura 39, las estacas bajo una capa de sarán y dos capas, no presentaron mortalidad con el área de 60cm^2 , mientras que bajo luz directa, se alcanzó hasta un 25% de mortalidad con el área de 60cm^2 y un 40% en estacas con área foliar de 15cm^2 . El porcentaje de estacas con caída foliar estuvo entre 0% y 16.8%, siendo menor en aquellas estacas establecidas bajo una y dos capas de sarán y mayor en las estacas bajo luz directa, en donde se presentó una reducción en el porcentaje conforme se incrementó el área foliar (Fig 40).

El número de raíces por estaca no fue significativamente afectado ($P > 0.05$) por la interacción entre el nivel de luz y el área foliar; sin embargo, se presentó la tendencia de que los mayores valores se obtuvieron en estacas bajo una capa de sarán, para las tres áreas foliares (Fig 41) (Anexo A9), mientras que bajo luz directa y dos capas de sarán, los valores fueron menores y similares (Anexo A8). El menor valor se obtuvo bajo luz directa y el área de 15cm^2 , con 5 raíces/estaca, mientras que el mayor promedio se obtuvo bajo una capa de sarán y área foliar de 15cm^2 , con 10 raíces/estaca.

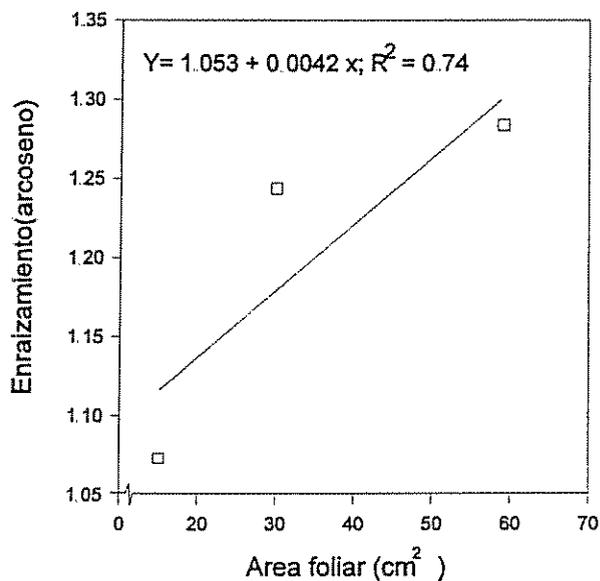


Figura 36. Relación entre el promedio de enraizamiento y el área foliar, en estacas de *P. pinnatum*, para la VI semana. Cada valor es el promedio de 90 estacas.

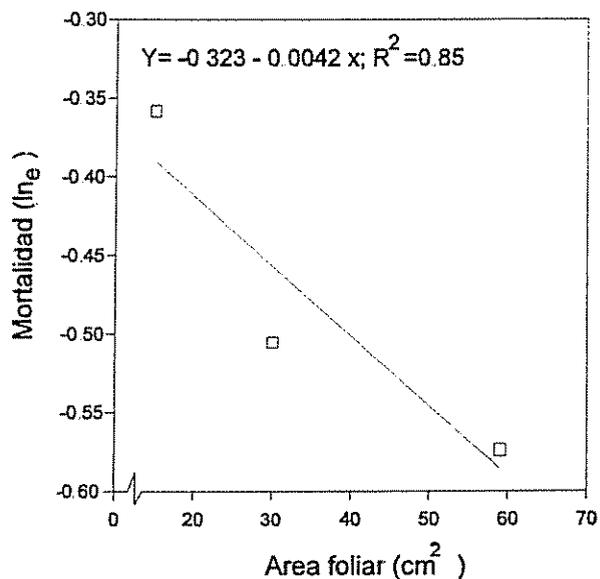


Figura 37. Relación entre el promedio de mortalidad y el área foliar, en estacas de *P. pinnatum*, para la VI semana. Cada valor es el promedio de 90 estacas.

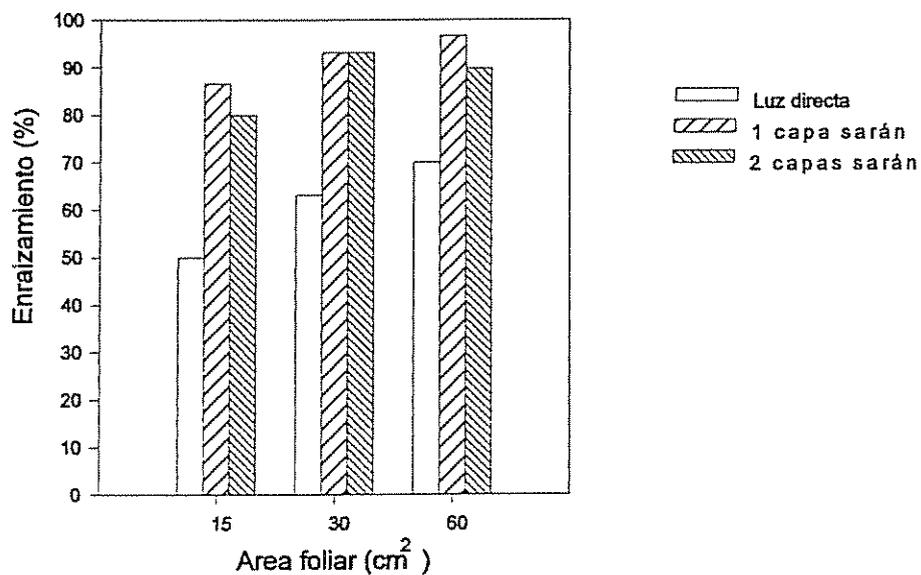


Figura 38. Porcentaje de estacas enraizadas de *P. pinnatum* según nivel de luz y área foliar, para la VI semana. Cada valor representa el promedio de 30 estacas.

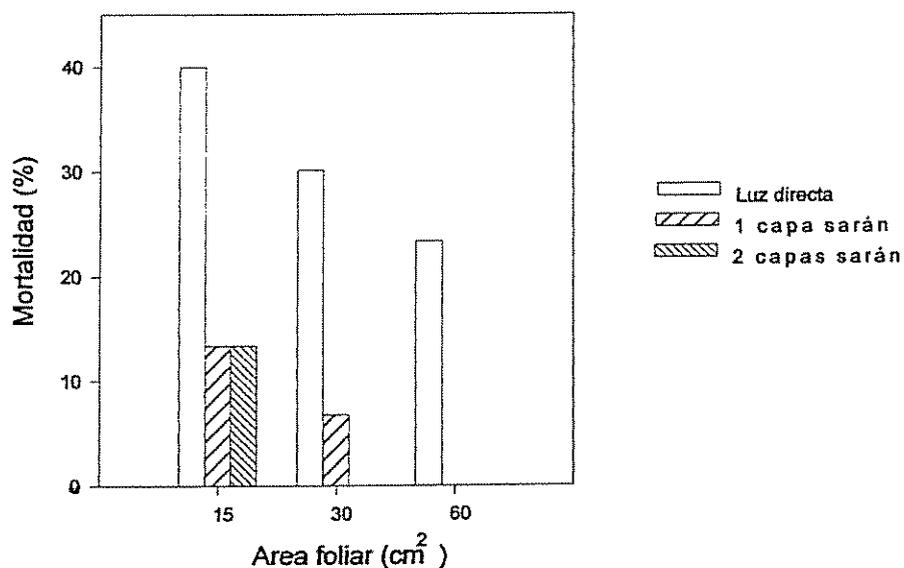


Figura 39. Porcentaje de mortalidad en estacas de *P. pinnatum* según nivel de luz y área foliar, para la VI semana. Cada valor representa el promedio de 30 estacas.

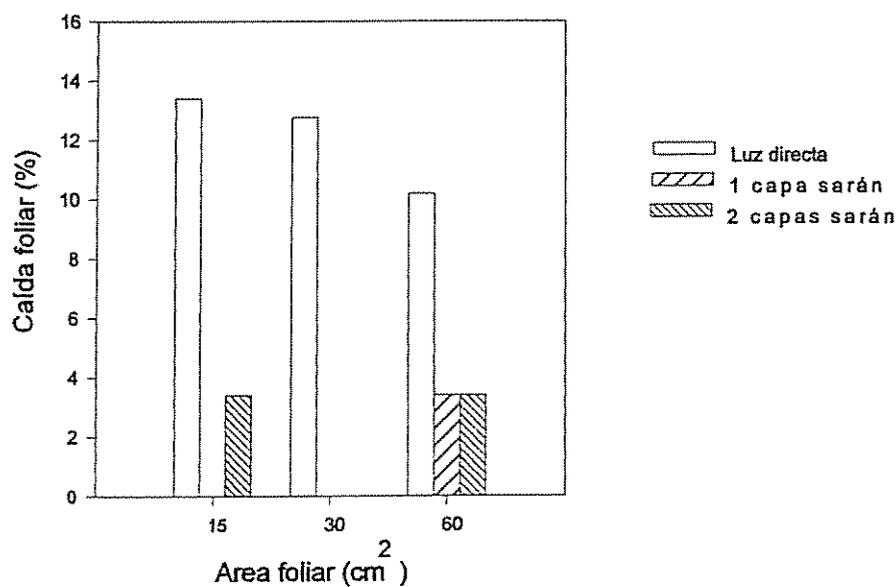


Figura 40. Porcentaje de estacas con caída foliar en *P. pinnatum* según nivel de luz y área foliar, para la VI semana. Cada valor representa el promedio de 30 estacas.

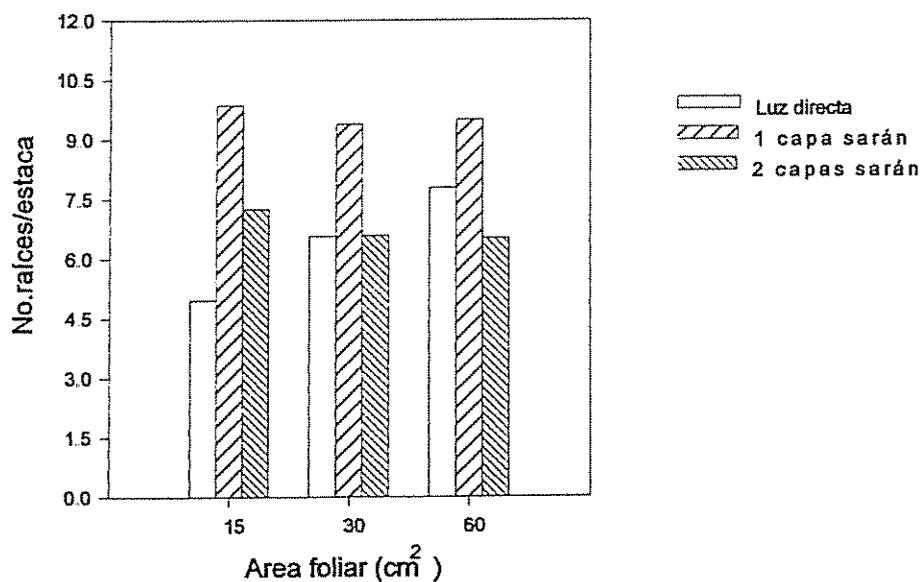


Figura 41. Número de raíces por estaca para *P. pinnatum* según nivel de luz y área foliar, para la VI semana. Cada valor representa el promedio de 15 a 29 estacas.

El contenido relativo de agua (CRA) obtenido en estacas sin enraizar no mostró diferencias significativas ($p > 0.05$) para ninguno de los tratamientos aplicados, como se observa en el Cuadro 13.

Cuadro 13. Análisis de varianza para el contenido relativo de agua (CRA) foliar en estacas no enraizadas de *P. pinnatum* en la II semana, Turrialba, Costa Rica.

FV	gl	Cuadrados medios	Probabilidades
Luz (L)	2	134.815	0.102ns
Rep (L)	12	48.552	0.32ns
Area (A)	2	72.48	0.181ns
L X A	4	25.7	0.63ns
Rep(L) X A	20	39.251	

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

El CRA foliar estuvo entre 81.3% y 87.41%, con los mayores valores para las estacas bajo sombra.

En estacas enraizadas, el CRA mostró diferencias significativas ($p < 0.05$) entre niveles de luz, sin existir diferencias para área foliar ni para la interacción entre el nivel de luz y el área foliar, como se observa en el Cuadro 14.

Cuadro 14. Análisis de varianza para el contenido relativo de agua (CRA) foliar en estacas enraizadas de *P. pinnatum* para la VI semana, Turrialba, Costa Rica.

FV	gl	Cuadrados medios	Probabilidades
Luz (L)	2	254.575	0.0096**
Luz directa vrs otros	1	482.524	0.0033**
Una capa vrs dos	1	0.117	0.955ns
Rep (L)	12	36.27	0.118
Area (A)	2	57.721	0.08ns
L X A	4	47.545	0.088ns
Rep(L) X A	20	20.105	

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

Las estacas bajo luz directa presentaron el menor promedio de CRA foliar, con un 78.7%, siendo significativamente diferente ($p < 0.05$) a las medias obtenidas bajo una y dos capas de sarán, cuyos valores fueron de 86.5% y 86%, respectivamente. A nivel de área foliar, el CRA foliar promedio para estacas enraizadas no presentó diferencias significativas, existiendo un rango entre 82.1% y 85.3%.

No existió relación significativa ($p > 0.05$) entre el CRA promedio obtenido en estacas no enraizadas con el porcentaje promedio de enraizamiento y el número de raíces por estaca obtenidos en la última semana de evaluación. Sin embargo, el CRA promedio para estacas enraizadas mostró relación significativa únicamente con el porcentaje promedio de estacas con caída foliar ($p < 0.05$; $R^2 = 0.495$), como se observa en la Figura 42, en donde una reducción en el porcentaje de caída foliar estuvo asociada con un aumento en el CRA.

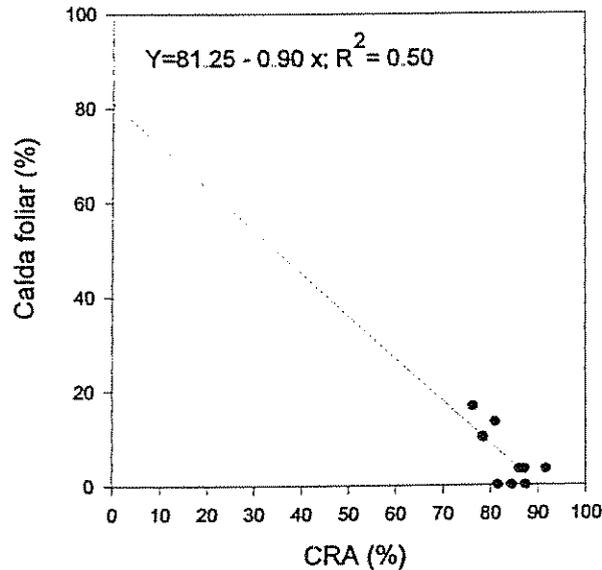


Figura 42. Relación entre el contenido relativo de agua con el porcentaje promedio de estacas con caída foliar en *P. pinnatum*, para la VI semana. Cada valor representa la relación promedio del CRA en 5 estacas.

Para las variables conductividad estomática (g_s) y el coeficiente neto fotosintético (P_n) en estacas no enraizadas, se presentaron diferencias significativas ($p < 0.05$) al utilizar diferentes niveles de luz. A su vez, el efecto del área foliar presentó ser significativo para el P_n . En ambas variables, la interacción nivel de luz y el área foliar fue significativa ($p < 0.05$), como se observa en el Cuadro 15.

Cuadro 15. Análisis de varianza para el promedio de conductividad estomática y coeficiente neto fotosintético en estacas no enraizadas de *P. pinnatum* en la II semana de edad, Turrialba, Costa Rica.

FV	gl	CUADRADOS MEDIOS Y PROBABILIDADES			
		g_s^a	P	P_n	P
Luz (L)	2	1.157	0.0001**	0.131	0.419ns
Testigo vrs otros	1	2.542	0.0001**		
Una capa vrs dos	1	0.0006	0.909ns		
Rep (L)	12	0.0476	0.294ns	0.14	0.202ns
Area foilar (A)	2	0.0302	0.454ns	3.81	0.0001**
Lineal	1			2.45	0.0001**
Cuadrático	1			4.481	0.0001**
L X A	4	1.132	0.0001**	1.912	0.0001**
Testigo vrs otros x lineal	1	0.8745	0.0001**	5.751	0.0001**
testigo vrs otros x cuadrático	1	3.1226	0.0001**	0.473	0.0354*
una capa vrs dos x lineal	1	0.1864	0.0354*	0.182	0.178ns
una capa vrs dos x cuadrática	1	0.0127	0.554ns	0.697	0.0126*
Rep(L) X A	21	0.0369		0.094	

**Significativo al 1%; *Significativo al 5%; ns No significativo al 5%. ^aTransformación logaritmo natural; g_s = conductividad estomática; P_n = coeficiente neto fotosintético.

La conductividad estomática (g_s) para las estacas bajo luz directa presentó un promedio de $46.429 \text{ mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, siendo este valor significativamente diferente ($p < 0.05$) al obtenido con las estacas bajo una y dos capas de sarán, cuyo valor fue de $26 \text{ mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ y $25.38 \text{ mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, respectivamente. Para el coeficiente neto fotosintético (P_n) no

se presentaron diferencias significativas a nivel de luz; sin embargo, las estacas bajo una capa de sarán presentaron el mayor Pn , con un valor promedio de $1.014 \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2}\text{s}^{-1}$, mientras que bajo luz directa y dos capas de sarán, los valores fueron de $0.893 \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2}\text{s}^{-1}$ y $0.823 \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2}\text{s}^{-1}$, respectivamente.

A nivel de área foliar, el Pn presentó una relación cuadrática significativa ($P=0.00018$, al 5%) existiendo una tendencia a disminuir el Pn conforme se iba incrementando el área foliar hasta comenzar a aumentar con el área foliar de 60 cm^2 (Fig 43).

La interacción nivel de luz y el área foliar fue altamente significativa ($p=0.0001$, para un $\alpha=0.05$) tanto para la conductividad estomática como para el coeficiente neto fotosintético. Se presentó una relación cuadrática significativa ($P=0.0001$, al 5%) para el g_s entre la luz directa y el uso de una capa de sarán con las áreas foliares, así como entre la luz directa y el uso de dos capas de sarán con el área foliar. Bajo luz directa hubo una tendencia a aumentar el g_s hasta llegar a un área foliar de 40 cm^2 en donde se alcanzó su máximo valor para luego descender (Fig 44), mientras que bajo una y dos capas de sarán, el g_s disminuyó conforme se incrementó el área foliar hasta aumentar parcialmente con áreas mayores a 50 cm^2 , siendo mayor el aumento con dos capas de sarán (Fig 44).

Con el Pn se presentó una relación cuadrática significativa ($P=0.0001$, al 5%) entre la luz directa y el uso de una capa de sarán con las áreas foliares, así como entre la luz directa y el uso de dos capas de sarán. Bajo luz directa los valores de Pn a medida que se incrementó el área foliar fueron similares; sin embargo, bajo el uso de una y dos capas de sarán, hubo una tendencia a disminuir el Pn conforme se incrementó las áreas foliares (Fig 45) existiendo una mayor asociación entre el Pn y el área foliar con el uso de una capa de sarán.

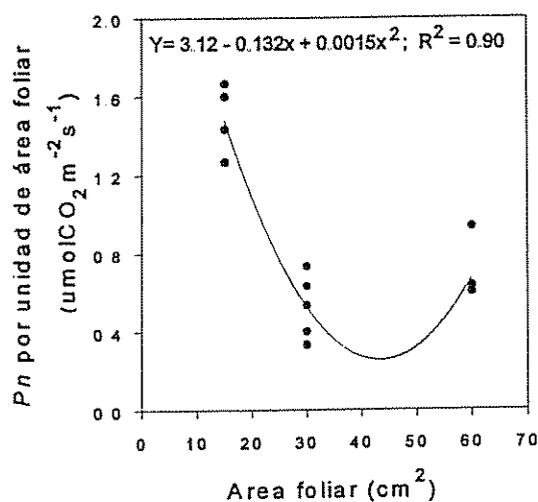


Figura 43. Relación entre el coeficiente neto fotosintético (P_n) con el área foliar, en estacas sin enraizar de *P. pinnatum*.

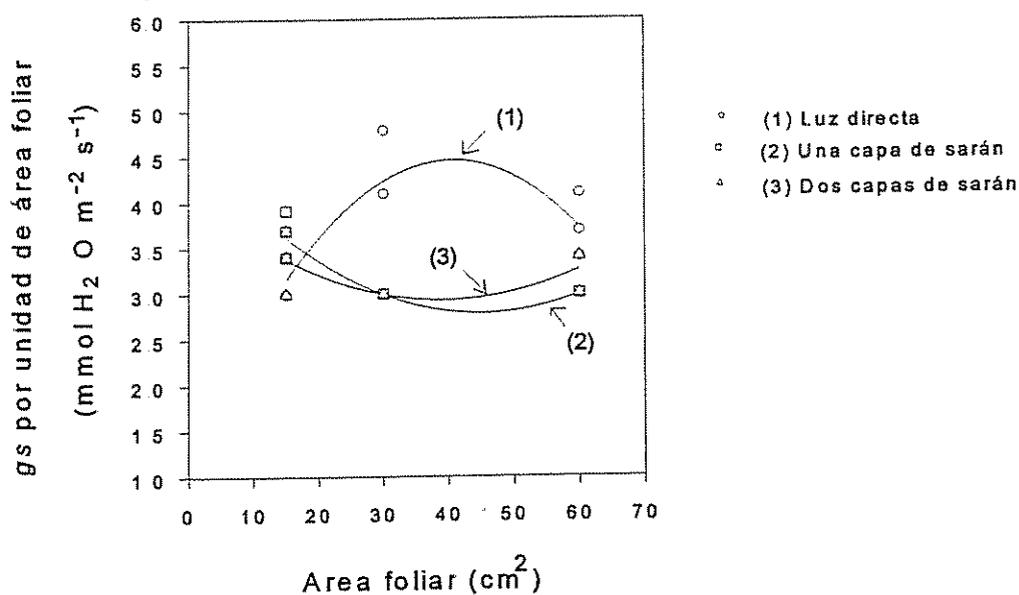


Figura 44. Influencia del uso de luz directa, de una y dos capas de sarán y diferentes áreas foliares sobre la conductividad estomática (g_s), para estacas no enraizadas de *P. pinnatum* en la II semana. (1=Luz directa, $Y=1.19 + 0.161x - 0.00197x^2$, $R^2=0.78$. 2=Una capa de sarán, $Y=4.66 - 0.083x + 0.000923x^2$, $R^2=0.87$. 3=Dos capas de sarán, $Y=4.1-0.0549x+ 0.00077x^2$, $R^2=0.52$).

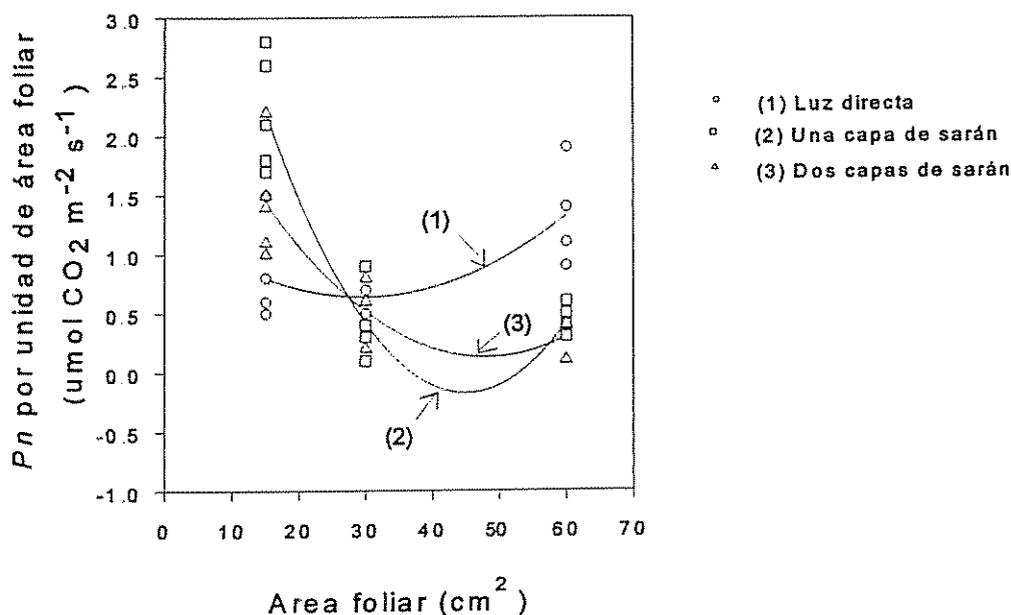


Figura 45. Influencia del uso de luz directa, de una y dos capas de sarán y diferentes áreas foliares sobre el coeficiente neto fotosintético (P_n), para estacas no enraizadas de *P. pinnatum* la II semana. (1=Luz directa, $Y=1.3 - 0.044x + 0.000744x^2$, $R^2=0.45$. 2=Una capa de sarán, $Y=5.17 - 0.237x + 0.0026x^2$, $R^2=0.87$. 3=Dos capas de sarán, $Y=2.90 - 0.1153x + 0.0012x^2$, $R^2=0.71$)

En estacas enraizadas, el promedio de P_n fue significativamente diferente al promedio obtenido en estacas sin enraizar como se observa en el Cuadro 16.

Cuadro 16. Promedio del coeficiente neto fotosintético (P_n) en estacas enraizadas y sin enraizar de *P. pinnatum*, Turrialba, Costa Rica.

P_n estacas sin enraizar (\bar{x}) ($\mu\text{mol CO}_2 \text{ hoja}^{-2}\text{s}^{-1}$)	P_n estacas enraizadas (\bar{x}) ($\mu\text{mol CO}_2 \text{ hoja}^{-2}\text{s}^{-1}$)	valor de t	Probabilidad
4.134	9.455	4.176	0.00048**

**significativo con un $\alpha=0.05$.

Para el P_n en estacas enraizadas, los niveles de luz, las áreas foliares y la interacción

entre ambos factores, mostraron ser significativos ($p < 0.05$), como se observa en el Cuadro 17.

Cuadro 17. Análisis de varianza para el promedio de conductividad estomática y coeficiente neto fotosintético en estacas enraizadas de *P. pinnatum* en la VI semana de edad, Turrialba, Costa Rica.

FV	gl	CUADRADOS MEDIOS Y PROBABILIDADES			
		g_s	P	P_n	P
Luz (L)	2	36062.222	0.0001**	7.729	0.0086**
Testigo vrs otros	1	65071.111	0.0001**	15.392	0.0025**
Una capa vrs dos	1	7053.333	0.0340*	0.065	0.808ns
Rep (L)	12	1233.333	0.379ns	1.067	0.0698
Area foilar (A)	2	4495.555	0.029*	10.52	0.0001**
Lineal	1	2247.778	0.163ns	11.698	0.0001**
Cuadrático	1	6743.33	0.02*	9.341	0.0003**
L X A	4	2165.556	0.128ns	3.295	0.0014**
Testigo vrs otros x lineal	1			3.478	0.0171*
testigo vrs otros x cuadrático	1			4.184	0.0097**
una capa vrs dos x lineal	1			0.145	0.0040**
una capa vrs dos x cuadrática	1			5.372	0.606ns
Rep(L) X A	21	1086.667		0.53	

**Significativo al 1%; *Significativo al 5%; ns No significativo al 5%. g_s = conductividad estomática; P_n = coeficiente neto fotosintético.

La conductividad estomática (g_s) para las estacas bajo luz directa presentó un promedio de $18 \text{ mmol H}_2\text{O m}^{-2}\text{s}^{-1}$, siendo este valor significativamente diferente ($p < 0.05$) al obtenido con las estacas bajo una y dos capas de sarán, cuyo valor fue de $83.33 \text{ mmol H}_2\text{O m}^{-2}\text{s}^{-1}$ y $114 \text{ mmol H}_2\text{O m}^{-2}\text{s}^{-1}$, respectivamente. Entre una y dos capas de sarán los valores de g_s fueron significativamente distintos ($p < 0.05$).

Para el coeficiente neto fotosintético (P_n), se presentaron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre las estacas expuestas a diferentes niveles de luz, existiendo el menor valor en estacas bajo luz directa, con $1.013 \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2}\text{s}^{-1}$, mientras que bajo una y dos capas de

sarán, los valores fueron de $2\,207\ \mu\text{mol CO}_2\ \text{m}^{-2}\text{s}^{-1}$ y $2.30\ \mu\text{mol CO}_2\ \text{m}^{-2}\text{s}^{-1}$, respectivamente.

El g_s obtenido con diferentes áreas foliares presentó una relación cuadrática significativa ($p < 0.05$) existiendo una tendencia a aumentar con áreas foliares mayores a $30\ \text{cm}^2$ (Fig 46). La misma relación se presentó con el P_n y las diferentes áreas foliares (Fig 47).

La interacción entre los diferentes niveles de luz y las áreas foliares fue significativo para el P_n ($P = 0.0014$, al 5%). Se presentó una relación cuadrática altamente significativa ($P = 0.0097$, al 5%) entre la luz directa y el uso de una capa de sarán con las áreas foliares, así como entre la luz directa y el uso de dos capas de sarán. Bajo luz directa, los valores de P_n fueron similares a medida que se incrementaba el área foliar (Fig 48); sin embargo, bajo una capa de sarán hubo una tendencia a disminuir el P_n . Con dos capas de sarán, el P_n fue disminuyendo a medida que se incrementaba el área foliar para luego aumentar con áreas foliares mayores a $30\ \text{cm}^2$ (Fig 49).

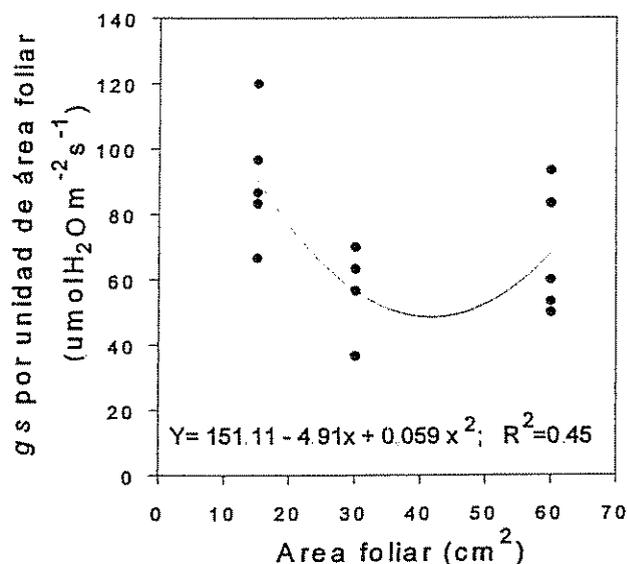


Figura 46. Relación entre la conductividad estomática (g_s) con el área foliar, en estacas enraizadas de *P. pinnatum*.

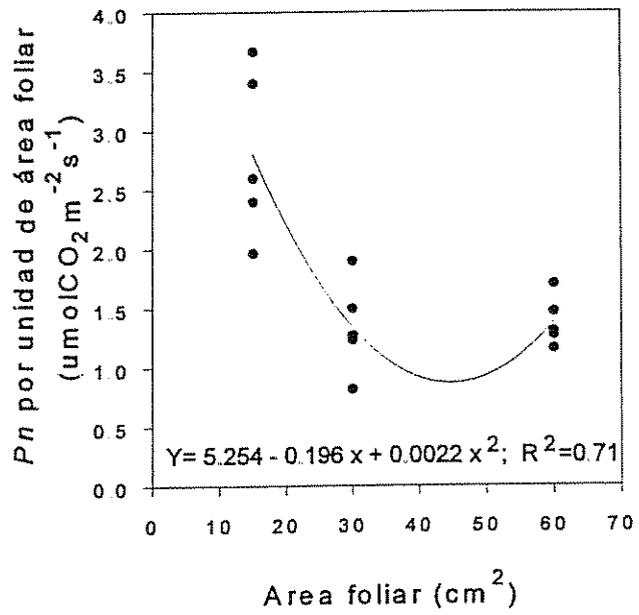


Figura 47. Relación entre el coeficiente neto fotosintético (P_n) con el área foliar, en estacas enraizadas de *P. pinnatum*.

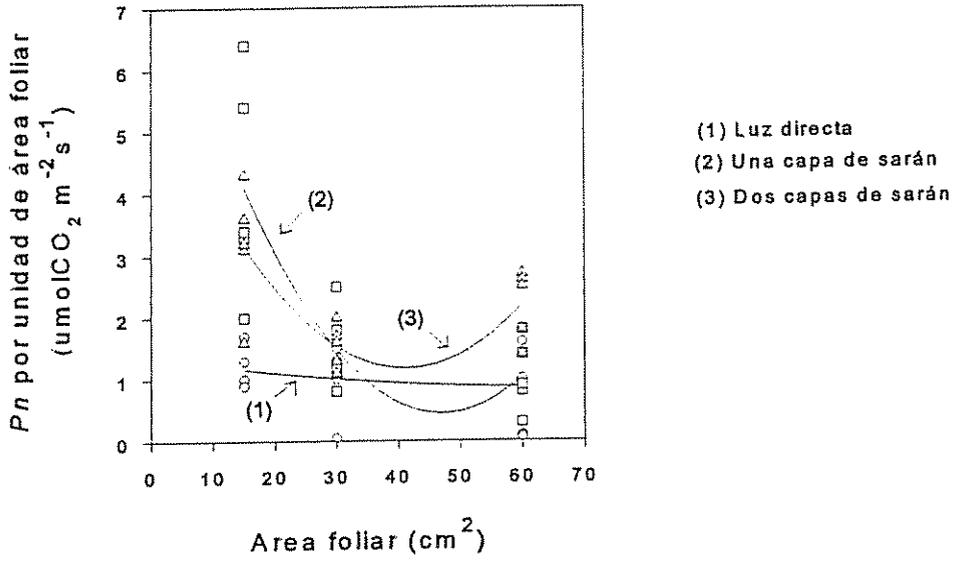


Figura 48. La influencia del uso de luz directa, de una y dos capas de sarán y diferentes áreas foliares sobre el coeficiente neto fotosintético (P_n), para estacas enraizadas de *P. pinnatum*.
 (1=Luz directa, $Y = 1.36 - 0.0153x + 0.000117x^2, R^2 = 0.05$.
 2=una capa de sarán, $Y = 8.32 - 0.335x + 0.0036x^2, R^2 = 0.64$.
 3=dos capas de sarán, $Y = 6.08 - 0.238x + 0.0029x^2, R^2 = 0.54$).

No existió relación significativa ($p > 0.05$) entre el Pn obtenido en estacas enraizadas con el porcentaje de enraizamiento y el número de raíces por estaca obtenido al final del periodo de evaluación para la combinación de los diferentes tratamientos.

Hyeronima alchorneoides

Las estacas utilizadas presentaron un rango de diámetro de $4.3 - 11.7 \pm 0.05$ mm. No existió relación significativa ($p > 0.05$) entre el diámetro de las estacas con el porcentaje de enraizamiento y el número promedio de raíces por estaca obtenidos al final del periodo de evaluación.

Cinco semanas después del establecimiento de las estacas, las medias para el número de raíces por estaca, el porcentaje de estacas enraizadas y de mortalidad, presentaron diferencias significativas ($p < 0.05$), a nivel del factor luz, mientras que el área foliar sólo fue significativo para el número promedio de raíces por estaca. La interacción entre los niveles de luz y área foliar fue significativa ($p < 0.05$) para las variables número promedio de raíces por estaca y mortalidad, como se observa en Cuadro 18.

Cuadro 18. Análisis de varianza para el promedio de estacas enraizadas, de mortalidad y número promedio de raíces por estaca, para *H. alchorneoides* en la V semana edad, Turrialba, Costa Rica.

FV	gl	CUADRADOS MEDIOS Y PROBABILIDADES					
		Enraizamiento ^a	P	Nºraíces	P	Mortalidad ^b	P
Luz(L)	2	3.394	0.0001**	417.938	0.0001**	1.381	0.0001**
Testigo vrs otros	1	6.786	0.0001**	818.185	0.0001**	2.76	0.0001**
Una capa vrs dos	1	0.001	0.882ns	17.695	0.365ns	0.0019	0.845ns
Rep(L)	12	0.051	0.36	19.965	0.241	0.0475	0.203
Area foliar(A)	2	0.009	0.812ns	294.909	0.0001**	0.0473	0.251ns
Lineal	1			585.905	0.0001**		
Cuadrático	1			3.913	0.607ns		
LXA	4	0.0531	0.332ns	118.447	0.0001**	0.118	0.0185*
Testigo vs otros x Lineal	1			336.174	0.0001**	0.0188	0.452ns
testigo vs otros x x cuadrático	1			0.004	0.987ns	0.3444	0.003**
una capa vrs dos capas x lineal	1			116.085	0.009**	0.0037	0.737ns
una capa vrs dos x cuadrático	1			21.523	0.234ns	0.104	0.085ns
Rep(L)XA	24	0.0439		14.439		0.0322	

**Significativo al 1%; * Significativo al 5%; ns No significativo al 5%.^{a,b} Transformación arcoseno.

El porcentaje promedio de enraizamiento y el número promedio de raíces por estaca obtenido bajo luz directa fue de 39.4% y 8 raíces/estaca respectivamente, siendo significativamente diferentes ($p < 0.05$) a los valores obtenidos bajo una y dos capas de sarán. El porcentaje promedio de enraizamiento para una y dos capas de sarán fue de 95.5% y 96.7%, respectivamente, y el promedio de raíces por estaca fue de 16.3 y 17.8, respectivamente. A su vez, el porcentaje promedio de mortalidad bajo luz directa (33%) fue estadísticamente mayor ($p < 0.05$) a los valores obtenidos bajo una y dos capas de sarán (2.3%). Bajo luz directa, 24 estacas (27.2%) permanecieron vivas sin enraizar, 21 de las cuales habían perdido sus hojas. En vista del incumplimiento de los supuestos para un análisis de varianza válido correspondiente a la variable porcentaje de estacas con caída foliar, se considera pertinente al menos, mencionar las tendencias de los datos: el mayor porcentaje para esta

variable correspondió bajo luz directa (37.3%) mientras que bajo una y dos capas de sarán fue del 0% y 2%, respectivamente.

El comportamiento semanal de las estacas en cuanto al porcentaje de enraizamiento obtenido bajo los diferentes niveles de luz, se muestra en la Figura 49; desde la segunda semana se presentaron diferencias entre el uso de luz directa y el uso de sombra, existiendo incrementos semanales similares en el porcentaje de enraizamiento con una y dos capas de sarán.

Bajo luz directa, los incrementos semanales mayores de porcentaje de enraizamiento se obtuvieron con el área foliar de 15 cm^2 , siendo a su vez el área que presentó el porcentaje mayor para la quinta semana, mientras que el área de 25 cm^2 presentó el menor valor (Fig 50). Bajo una capa de sarán, a diferencia de lo ocurrido con luz directa, el área de 25 cm^2 presentó el 100% en estacas enraizadas desde la segunda semana. Tanto con el uso del área de 15 cm^2 como el de 50 cm^2 , bajo una capa de sarán, los mismos porcentajes se alcanzaron en la quinta semana (Fig 51). Independientemente del área foliar, los porcentajes obtenidos semanalmente bajo una capa de sarán fueron mayores que los obtenidos bajo luz directa. Bajo dos capas de sarán, a diferencia de lo ocurrido con una capa, el 100% del enraizamiento se obtuvo con el área de 50 cm^2 , alcanzándose en la tercera semana; a su vez, los mayores incrementos semanales en el porcentaje de enraizamiento, se alcanzaron con el área foliar de 15 cm^2 (Fig 52). Independientemente del área foliar, los porcentajes de enraizamiento alcanzados semanalmente bajo dos capas de sarán, fueron mayores a los obtenidos bajo luz directa.

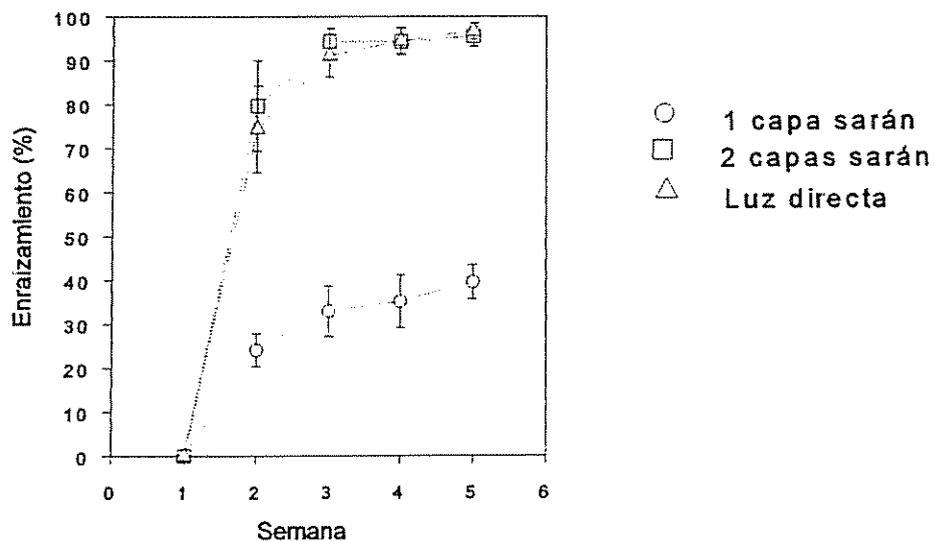


Figura 49. Porcentaje de enraizamiento semanal en estacas de *H. alchorneoides*, según nivel de luz. Cada valor representa el promedio de 84 a 91 estacas. Barra vertical=error estandar de la media.

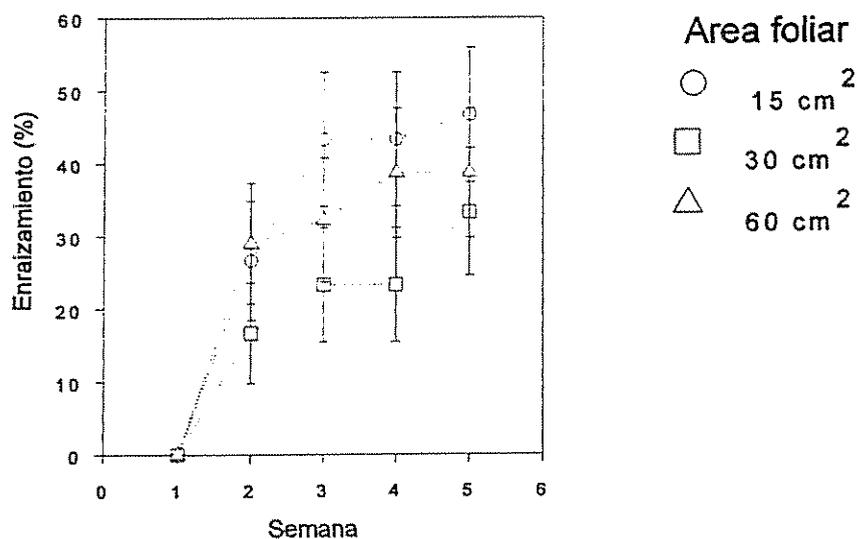


Figura 50. Porcentaje de enraizamiento semanal en estacas de *H. alchorneoides* bajo luz directa, según área foliar. Cada valor representa el promedio de 30 estacas. Barra vertical= error estandar de la media.

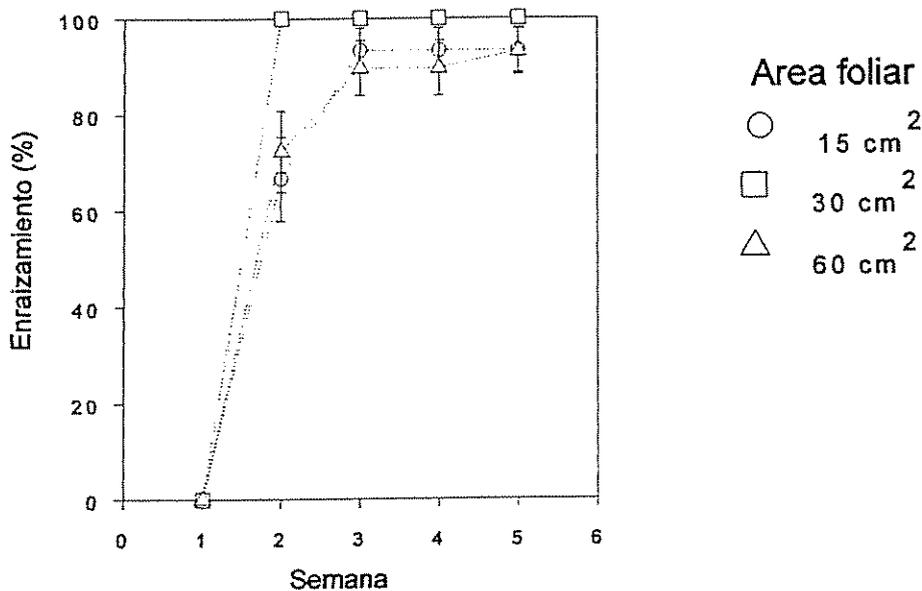


Figura 51. Porcentaje de enraizamiento en estacas de *H. alchorneoides* bajo una capa de sarán, según área foliar. Cada valor representa el promedio de 25 a 30 estacas. Barra vertical=error estándar de la media.

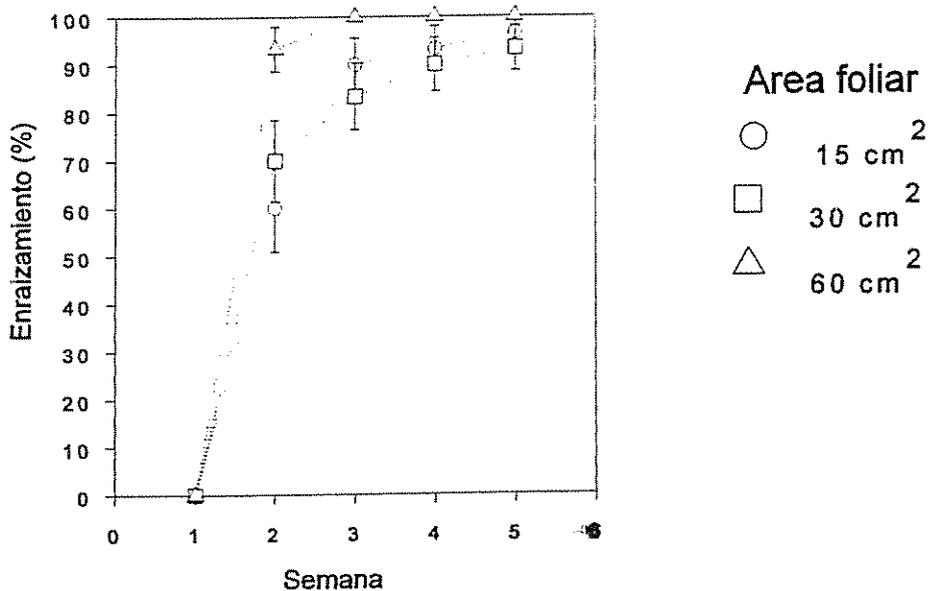


Figura 52. Porcentaje de enraizamiento en estacas de *H. alchorneoides* bajo dos capas de sarán, según área foliar. Cada valor representa el promedio de 30 estacas. Barra vertical= error estándar de la media.

A nivel de área foliar, los porcentajes promedios de estacas enraizadas variaron entre 75.6 y 78.7%, sin existir diferencias significativas entre las áreas foliares utilizadas ($p > 0.05$). A pesar de que los porcentajes promedios de mortalidad obtenidos en cada una de las áreas foliares no fueron significativamente diferentes ($p > 0.05$), con el área foliar de 15cm^2 , se obtuvo el mayor porcentaje (16.8%) seguido por el área foliar de 50cm^2 y el de 25cm^2 (12.6% y 8.1%, respectivamente).

Existió una relación lineal significativa entre el número promedio de raíces por estaca con las tres áreas foliares ($P = 0.0001$, $R^2 = 0.74$), aumentando el número de raíces conforme se iba incrementando el área foliar (Fig 53).

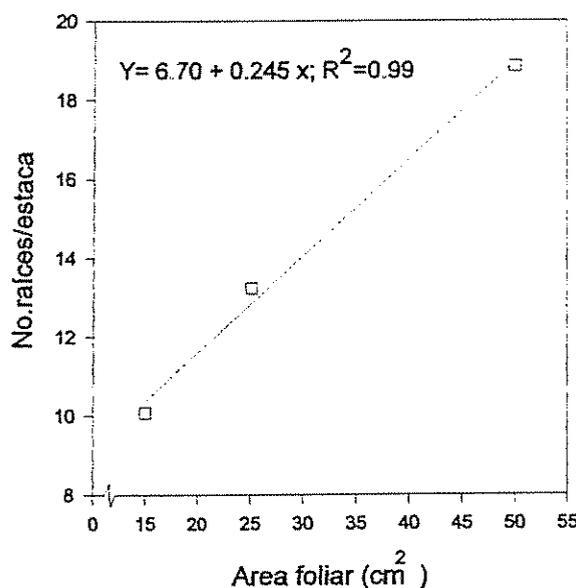


Figura 53. Relación entre el número promedio de raíces/estaca con el área foliar, en estacas de *H. alchorneoides*, para la V semana. Cada valor es el promedio de 85 a 90 estacas.

Bajo luz directa, el menor porcentaje de estacas con caída foliar fue con el área de 15cm^2 (20%), mientras que el área de 25cm^2 presentó el mayor valor (57%).

La interacción entre los niveles de luz y las áreas foliares para el promedio de estacas enraizadas no fue significativo ($P>0.05$); sin embargo, existió la tendencia que los menores porcentajes se alcanzaran bajo luz directa, principalmente con el área foliar de 25cm^2 . Los mayores porcentajes se alcanzaron bajo una y dos capas de sarán con las áreas de 25cm^2 y 50cm^2 , respectivamente (Fig 54).

Para el número de raíces/estaca, existió una interacción significativa ($p=0.0001$, al 5%) entre los niveles de luz y las áreas foliares. Una relación lineal altamente significativa ($p=0.0001$, al 5%) se presentó entre el uso de luz directa y el uso de una capa de sarán con el área foliar, así como entre la luz directa y el uso de dos capas de sarán con el área foliar. Bajo luz directa existió una leve tendencia a disminuir el número de raíces por estaca conforme se incrementaba el área foliar (Anexo A11), mientras que bajo una y dos capas de sarán, hubo un incremento significativo en el número de raíces por estaca a medida que aumentaba el área foliar, siendo mayor dicha tendencia en las estacas establecidas bajo dos capas de sarán (Fig 55) (Anexo A10).

Para el promedio de mortalidad, existió una interacción significativa entre los niveles de luz y las áreas foliares ($p=0.03$, al 5%). Una relación cuadrática significativa ($p=0.003$, al 5%) se presentó entre el uso de luz directa y el uso de una capa de sarán con el área foliar, así como entre la luz directa y el uso de dos capas de sarán con el área foliar. Bajo luz directa, a medida que se incrementaba el área foliar, se disminuía la mortalidad hasta llegar a un área entre 30cm^2 y 35cm^2 en donde se obtuvo la menor mortalidad, para luego aumentar con áreas mayores a 35cm^2 (Fig 56). Se presentó una leve asociación entre el uso de dos capas de sarán y el área foliar, dándose una tendencia inversa a la obtenida bajo luz directa (Fig 56).

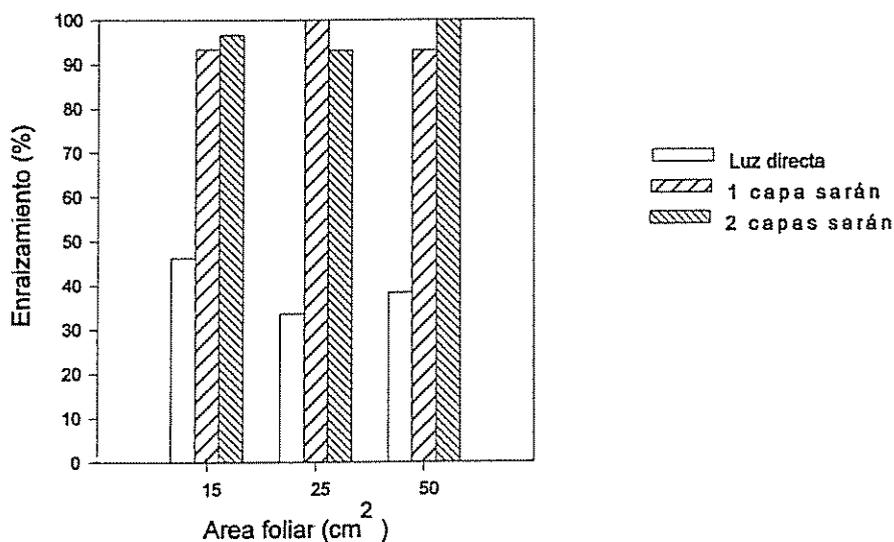


Figura 54. Porcentaje de estacas enraizadas de *H. alchorneoides* según nivel de luz y área foliar, para la V semana. Cada valor representa el promedio de 25 a 30 estacas.

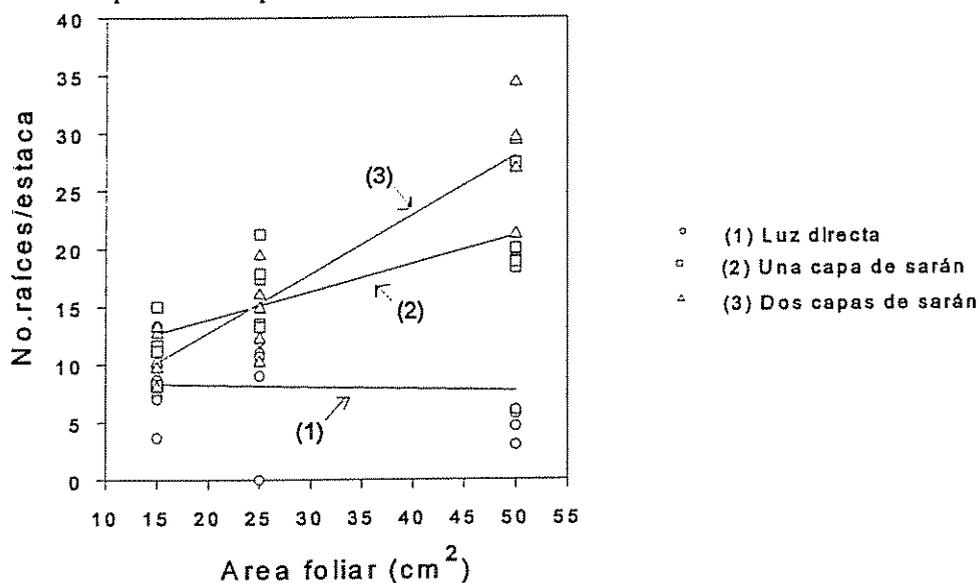


Figura 55. Influencia del uso de luz directa, una capa y dos capas de sarán y diferentes áreas foliares, sobre el número de raíces por estaca, en estacas de *H. alchorneoides* para la V semana. Cada valor es el promedio de cinco estacas. (1= Luz directa, $Y=8.55 - 0.017x$, $R^2=0.0033$; 2= una capa de sarán, $Y=9.017 + 0.243x$, $R^2=0.57$; 3=dos capas de sarán, $Y=2.54 + 0.51x$, $R^2=0.84$).

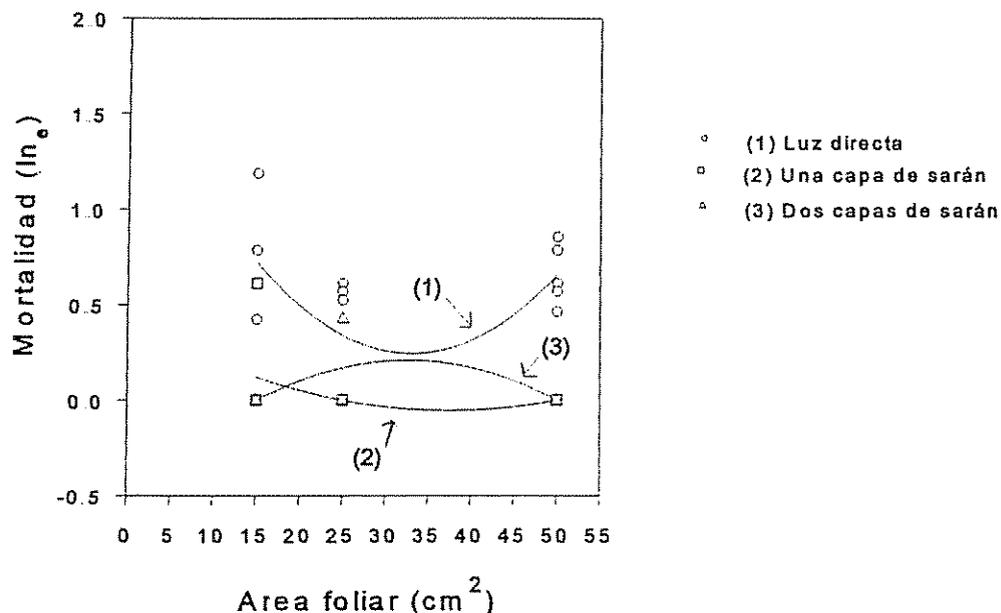


Figura 56 Influencia del uso de luz directa, una capa y dos capas de sarán y diferentes áreas foliares, sobre la mortalidad en estacas de *H. alchorneoides* para la V semana. Cada valor es el promedio de cinco estacas.

(1= Luz directa, $Y=1.845 - 0.097x + 0.0015x^2$, $R^2=0.33$; 2= una capa de sarán, $Y=0.437 - 0.026x + 0.00035x^2$, $R^2=0.14$; 3=dos capas de sarán, $Y=-0.51 + 0.044x - 0.00069x^2$, $R^2=0.31$).

La variable contenido relativo de agua (CRA) foliar para estacas sin enraizar, mostró diferencias significativas ($p<0.05$) para los diferentes niveles de luz, mientras que el área foliar, así como la interacción entre los niveles de luz y las áreas foliares no causaron diferencias significativas entre los promedios de CRA, como se observa en el Cuadro 19.

Cuadro 19. Análisis de varianza para el contenido relativo de agua (CRA) foliar en estacas no enraizadas de *H. alchorneoides* en la II semana, Turrialba, Costa Rica.

Fv	gl	Cuadrados medios	Probabilidades
Luz (L)	2	122.953	0.0004**
Testigo vrs otros	1	247.039	0.0001**
una capa vrs dos	1	0.127	0.898ns
Rep (L)	12	7.436	0.046
Area (A)	2	3.936	0.32ns
L X A	4	3.481	0.398ns
Rep(L) X A	22	3.275	

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

El promedio del CRA foliar obtenido bajo luz directa fue diferente ($p=0.0001$, al 5%) al obtenido con el uso de sombra; bajo luz directa el CRA fue menor (63.7%), mientras que bajo una y dos capas de sarán los CRA fueron de 79. % y 80.5%, respectivamente. El área foliar no presentó efecto significativo sobre el CRA, donde los valores estuvieron entre 72.2% y 77.5%, dándose el mayor valor para las estacas con área foliar de 15cm². La interacción entre los niveles de luz y las áreas foliares no fue significativa ($P>0.05$); sin embargo, existió una tendencia a que los mayores CRA se obtuvieron con el área de 15cm², para todos los niveles de luz.

Para estacas enraizadas, al igual que lo ocurrido con estacas sin enraizar, el promedio del CRA presentó diferencias significativas ($P<0.05$) únicamente a nivel del factor luz, como se observa en el Cuadro 20.

Cuadro 20. Análisis de varianza para el contenido relativo de agua (CRA) foliar en estacas enraizadas de *H. alchorneoides* para la V semana, Turrialba, Costa Rica.

Fv	gl	Cuadrados medios ^a	Probabilidades
Luz (L)	2	0.244	0.0001**
Testigo vrs otros	1	0.456	0.0001**
una capa vrs dos	1	0.00003	0.934ns
Rep (L)	12	0.0048	0.725
Area (A)	2	0.0081	0.32ns
L X A	4	0.0018	0.895ns
Rep(L) X A	22	0.0068	

**significativo al 1%; ns No significativo al 5%; ^a Transformación arcoseno.

El CRA promedio obtenido en estacas expuestas a la luz directa fue de 63%, el cual fue significativamente menor ($p < 0.05$) al obtenido bajo una y dos capas de sarán, cuyos valores fueron del 83%. El área foliar no causó diferencias en el CRA, donde los promedios estuvieron entre 75% y 78%.

Se presentó una relación lineal significativa ($p < 0.05$) entre el CRA promedio en estacas sin enraizar con el enraizamiento promedio obtenido al final de la evaluación ($p = 0.0001$, $R^2 = 0.94$); a medida que aumentó el CRA inicial, se incrementó el porcentaje de enraizamiento (Fig 57). A su vez, se presentó una relación inversa significativa entre el CRA promedio de estacas sin enraizar con el promedio de mortalidad final ($p = 0.0037$, $R^2 = 0.72$, al 5%), dándose una disminución en la mortalidad a medida que aumentó el CRA (Fig 58). Esta misma tendencia existió con el promedio final de estacas con caída foliar, la cual disminuyó conforme aumentó el CRA promedio inicial ($p = 0.0016$, $R^2 = 0.80$, al 5%)(Fig 59).

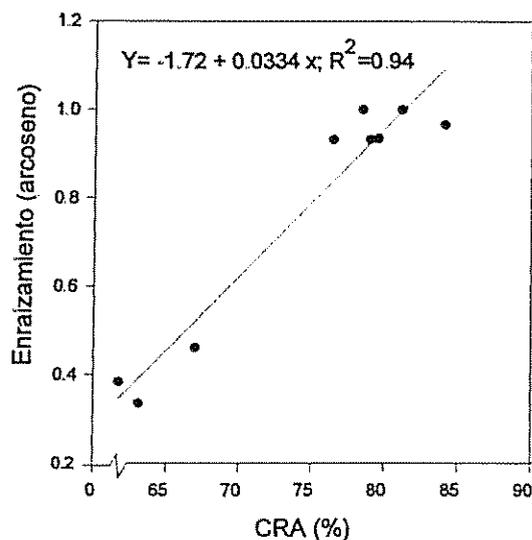


Figura 57. Relación entre el promedio del CRA foliar en estacas sin enraizar con el promedio final de enraizamiento en estacas de *H. alchorneoides*.

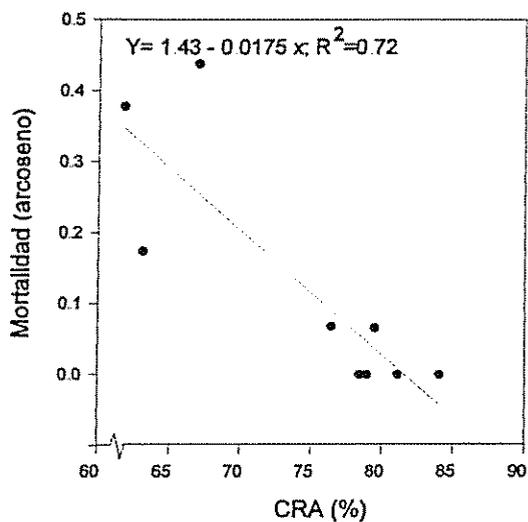


Figura 58. Relación entre el promedio del CRA foliar en estacas sin enraizar con el promedio final de mortalidad en estacas de *H. alchorneoides*.

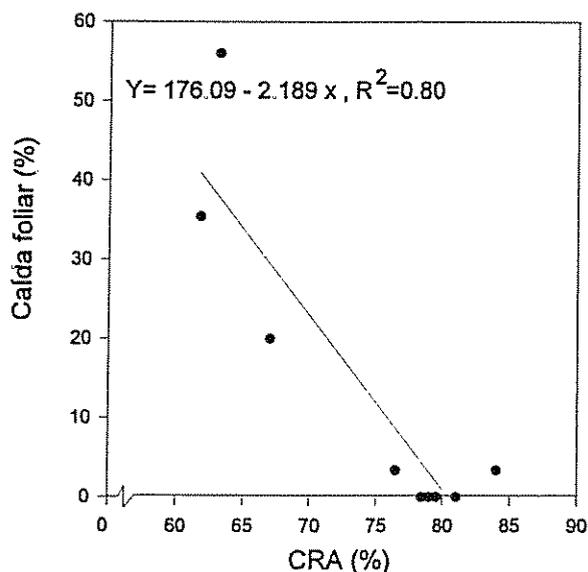


Figura 59. Relación entre el promedio del CRA foliar en estacas sin enraizar y el promedio final de estacas con caída foliar en *H. alchorneoides*.

El promedio del CRA obtenido en estacas enraizadas, presentó una relación significativa ($p < 0.005$) con el promedio de enraizamiento obtenido al final del periodo de evaluación ($p = 0.0001$, $R^2 = 0.98$), existiendo un incremento en el promedio de estacas enraizadas a medida que aumentó el CRA (Fig 60). Para el número de raíces por estaca final y el CRA promedio en estacas enraizadas, se presentó una relación lineal significativa ($p = 0.05$, $R^2 = 0.45$ al 5%), dándose un aumento en el número de raíces conforme se incrementó el CRA (Fig 61). El promedio final de mortalidad en estacas presentó a su vez una relación significativa con el promedio del CRA obtenido en estacas enraizadas ($p = 0.0032$, $R^2 = 0.73$), existiendo una reducción en la mortalidad a medida que se incrementó el CRA (Fig 62).

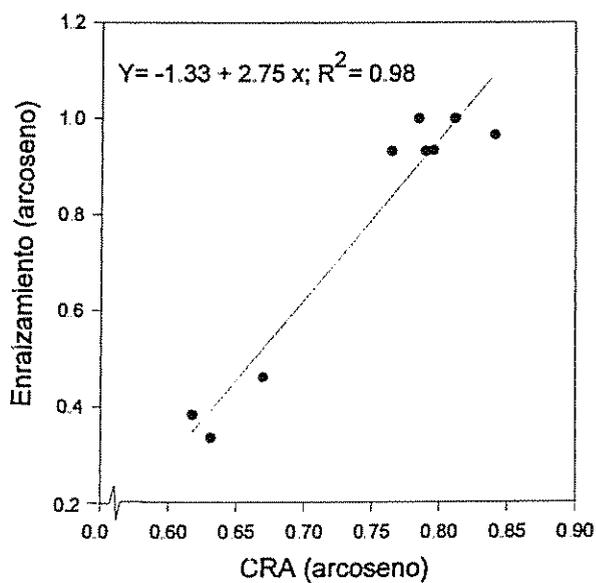


Figura 60. Relación entre el promedio del CRA foliar en estacas enraizadas con el promedio final de enraizamiento en estacas de *H. alchorneoides*.

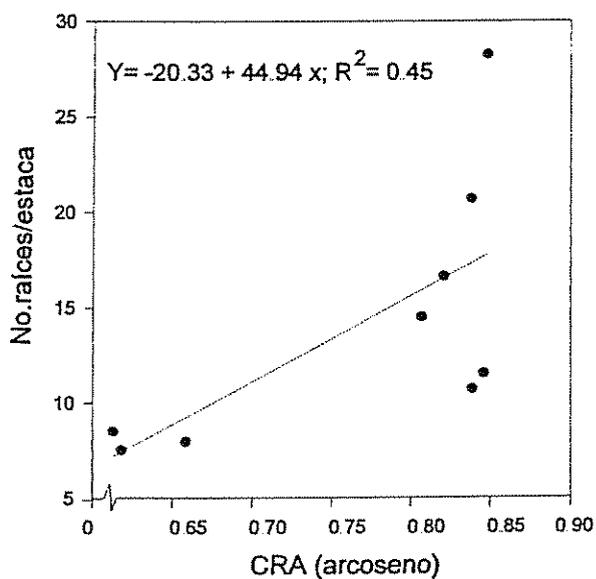


Figura 61. Relación entre el promedio del CRH foliar en estacas enraizadas con el número promedio de raíces en estacas de *H. alchorneoides*.

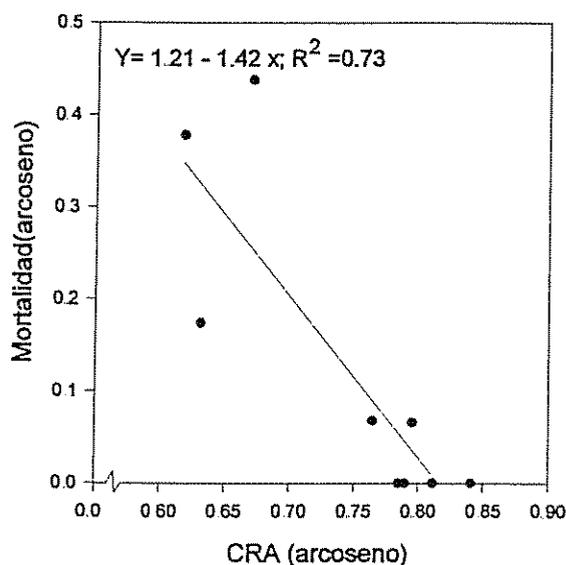


Figura 62. Relación entre el promedio del CRA foliar en estacas enraizadas con el promedio final de mortalidad en estacas de *H. alchorneoides*.

DISCUSION

Experimento 2 (Efecto de tres niveles de luz y tres áreas foliares sobre la capacidad de enraizamiento en estacas de *Hyeronima alchorneoides* y *Platymiscium pinnatum*).

En el desarrollo de raíces adventicias en estacas juveniles, existen factores internos que controlan dicho proceso, tales como: el contenido interno de agua, carbono, nutrientes y de hormonas en la estaca. Dichos factores internos están afectados por el ambiente en que se encuentra la estaca, como es la intensidad de luz, las temperaturas del suelo y del aire, y la disponibilidad de nutrientes (Dick y Dewar, 1992). El uso de niveles adecuados de luz promueve el enraizamiento al favorecer el proceso fotosintético, el cual se ha visto que contribuye al transporte y/o la síntesis de auxinas, así como la translocación de cofactores del enraizamiento a la base de la estaca (Davis, 1988). La fotosíntesis permite la síntesis de carbohidratos, los cuales son fuente de energía para el desarrollo de las raíces (Davis y Potter,

1987; Grange y Loach, 1985; Haissig, 1986). Según Hansen *et al.*, (1978), la energía radiante tiende a influir en la producción de asimilados, en el metabolismo y translocación de las auxinas, y puede determinar el balance entre auxina y carbohidratos, importante para el enraizamiento. Los mayores incrementos semanales en el porcentaje de enraizamiento bajo una capa de sarán (radiación solar promedio de $156 \mu \text{ mol m}^{-2} \text{ seg}^{-1}$) o dos capas de sarán ($80 \mu \text{ mol m}^{-2} \text{ seg}^{-1}$) en ambas especies (Fig 32 y Fig 49), refleja que dichos tratamientos permitieron niveles adecuados de luz para favorecer la fotosíntesis sin causar pérdidas excesivas de agua por transpiración. Ello se muestra con los mayores CRA foliares encontrados en estacas sin enraizar bajo estos tratamientos para ambas especies, favoreciendo con el proceso de expansión celular en las raíces recién formadas así como con la translocación de cofactores foliares hacia la base de la estaca.

La reducción del porcentaje de enraizamiento obtenido bajo luz directa en ambas especies (Fig 35 y Fig 50) puede deberse al efecto que produce un incremento en la radiación solar sobre la fisiología de la estaca. Un incremento en la irradiación ha sido asociado con una reducción en el potencial osmótico, producto de una alta acumulación de solutos y la consecuente pérdida de agua y disminución en el enraizamiento de las estacas (Grange y Loach, 1985). A su vez, un aumento en la irradiación ha estado asociado con una disminución en los niveles de cofactores para el enraizamiento e incrementos en los inhibidores del enraizamiento (Eliasson y Brunes, 1980). Al aumentar la temperatura aérea, se eleva la temperatura de la hoja y por ende la presión de vapor en la hoja, se reduce la presión de vapor en el aire y causa un incremento en la pérdida de agua por las estacas (Loach, 1988a; Hartmann y Kester, 1990). Para las estacas de *H. alchorneoides*, el bajo contenido de agua en estacas sin enraizar expuestas a la luz directa, aunado con la posible reducción en la translocación de los reguladores de crecimiento y cofactores al sitio del enraizamiento, pudieron contribuir con el bajo porcentaje de enraizamiento final obtenido bajo luz directa. Dicha relación entre el contenido hídrico de las estacas y la capacidad para enraizar, se refleja en el aumento del porcentaje de enraizamiento y disminución de la mortalidad presentado en estacas sin enraizar de *H. alchorneoides* conforme el CRA foliar aumentó (Fig 57 y Fig 58).

En las estacas de *P. pinnatum* los valores de CRA iniciales bajo luz directa fueron

mayores a los obtenidos en estacas de *H. alchorneoides*, lo cual se reflejó en los porcentajes de enraizamiento mayores al 50%. Al igual que en las estacas de *H. alchorneoides*, aquellas estacas que no lograron enraizar bajo luz directa, quizás por reducciones en los contenidos hídricos iniciales, presentaron una alta mortalidad y caída foliar, lo cual puede deberse a reducciones aún mayores del contenido hídrico por no contar con un sistema radical que permitiera suplir la pérdida de agua sufrida por transpiración al estar bajo mayores temperaturas. La pérdida de agua por el aumento en los niveles de irradiación contribuyeron a la reducción de la turgencia celular con la consecuente muerte y abscisión de las hojas encontradas en mayor porcentaje en las estacas sin enraizar bajo luz directa. Esta relación entre contenido de agua y caída foliar fue significativa en estacas enraizadas de *P. pinnatum* (Fig 42) así como en estacas sin enraizar de *H. alchorneoides* (Fig 59). Según Loach (1988a) existe una tendencia a incrementarse los niveles endógenos del ácido abscísico (ABA) cuando se produce reducciones en el contenido hídrico, lo cual puede favorecer la caída foliar.

El aumento de temperatura es directamente proporcional al aumento en el diferencial de presión de vapor entre las hojas de la estaca y el aire circundante (DPV) (Loach, 1977). Según Newton y Jones (1993a), un incremento en el nivel de luz y en el DPV causa fotoinhibición y cierre estomático, respectivamente. El menor porcentaje de enraizamiento obtenido bajo luz directa para ambas especies (Fig 38 y Fig 54) probablemente fue el resultado del aumento de temperatura y en el aumento del DPV causando en las estacas, un estado fisiológico inadecuado para favorecer el enraizamiento. En un estudio realizado por Mesén *et al.*, (1997a) con estacas de *Cordia alliodora*, el ambiente de los propagadores de subirrigación bajo luz directa fue de mayor temperatura y mayor DPV que en los propagadores bajo sombra, y fue bajo esas condiciones en donde el enraizamiento resultó menor al obtenido al utilizara sombra. Es necesario mantener un DPV por debajo de 0.5 kPa para reducir daños en la estaca (Grage y Loach, 1983).

En cuanto al número de raíces por estaca obtenidos en *P. pinnatum*, los menores valores estuvieron bajo dos capas de sarán y bajo luz directa, mientras que el mayor promedio fue bajo una capa de sarán. El menor número de raíces producido bajo luz directa pudo estar relacionado con el menor P_n registrado en estacas enraizadas bajo luz directa así como el

menor valor de conductividad estomática, lo cual puede contribuir con una menor producción de carbohidratos y con ello un menor número de raíces por estaca. Las condiciones de mayor temperatura existentes bajo luz directa pudo causar un mayor cierre estomático a lo largo de periodo de propagación, con el fin de evitar pérdida de agua por transpiración, lo cual pudo contribuir con reducciones en la producción de carbohidratos provenientes de la fotosíntesis. En estacas de *Cordia alliodora* en propagadores de subirrigación bajo luz directa, se ha presentado una disminución en la efectividad de la fotosíntesis reflejado en la disminución de la proporción de la fluorescencia de la clorofila (F_v/F_m) a pesar de que los valores de P_n eran altos (Mesén, 1993). Una disminución en la proporción F_v/F_m es signo de daños en el centro de reacción del fotosistema II (PSII) y de la fisiología de la planta en general (Kamaluddin y Grace, 1992). Es probable que la efectividad del P_n en estacas bajo luz directa se vio afectada, lo cual no permitió contribuir con una mayor producción de carbohidratos que permitiera producir un mayor número de raíces/estaca que el obtenido bajo una capa de sarán. Según Davis y Potter (1987) la reducción en la producción de raíces en estacas bajo niveles reducidos de luz, puede estar relacionado con una disminución en la producción de fotosintatos, reducción en los niveles de auxinas o por ambos efectos. Cabe destacar que el P_n registrado en estacas sin enraizar bajo dos capas de sarán, fue menor al obtenido con una capa de sarán lo cual pudo contribuir con una menor producción de raíces por estaca.

En aquellas estacas de *P. pinnatum* que lograron enraizar bajo luz directa, el número de raíces producidas fue similar al obtenido bajo dos capas de sarán. Dicho comportamiento puede deberse a la ecología de la especie, la cual se encuentra dentro de la categoría de una especie dependiente a claros (Clark, 1994) por lo que tiene la capacidad de tolerar la luz directa. Las especies tolerantes al sol se caracterizan por tener un punto de saturación lumínica mayor que las que crecen bajo sombra, por lo que pueden fotosintetizar aún mas bajo luz directa (Boardman, 1977). Es probable que para esta especie, la radiación solar existente bajo luz directa ($300 \mu\text{molm}^{-2}\text{seg}^{-1}$) pudo permitir a las estacas que lograron enraizar, mantener una actividad fotosintética que contribuyera con una producción de raíces por estaca similar a la obtenida bajo dos capas de sarán.

Existió un aumento significativo en el P_n de estacas enraizadas en comparación con

el obtenido en estacas sin enraizar. Según Aminah *et al.*, (1996) el incremento en el P_n en estacas enraizadas puede ser elevado por la presencia de raíces, las cuales funcionan como sumideros de asimilados para la fotosíntesis. El incremento del P_n puede ser presumiblemente debido a que las raíces suplen a las hojas con citoquininas, las cuales incrementan la actividad y/o la cantidad de enzimas de carboxilación (Okoro y Grace, 1976). Se ha visto que los niveles de citoquininas regulan el P_n a través de sus efectos en el nivel de clorofila, actividad enzimática y conductividad estomática (Smalley *et al.*, 1991). Cabe mencionar la existencia de un aumento en la conductividad estomática bajo una y dos capas de sarán en estacas enraizadas, lo cual pudo haber contribuido con un incremento en la actividad fotosintética.

En estacas enraizadas bajo una y dos capas de sarán se presentaron los mayores valores de P_n ; a pesar de ello, el número de raíces producido bajo dos capas de sarán fue menor que el obtenido bajo una capa (Fig 41), lo cual indica que hubo una mejor utilización de los carbohidratos producidos y almacenados en estacas bajo una capa de sarán permitiendo una mayor producción de raíces por estaca. Según Leakey y Storeton-West (1992), la intensidad lumínica, así como la calidad de la luz, afecta al enraizamiento por su efecto directo de la fotosíntesis en la producción de asimilados. Con dos capas de sarán, al existir un mayor nivel de sombra, la calidad de la luz se ve modificada, existiendo un menor valor en la proporción de la radiación rojo:rojo lejano (R:RL) que bajo una capa de sarán. Bajo esas condiciones es probable que con esta especie se incremente la fotosíntesis pero la producción de asimilados o su translocación se vea afectada por utilizar un mayor nivel de sombra, lo cual puede ser reflejado con una menor cantidad de reservas para la producción de un mayor número de raíces por estaca. Cabe mencionar a su vez, que con el uso de dos capas de sarán se presentó una radiación solar promedio de $81.38 \mu\text{molm}^{-2}\text{seg}^{-1}$ mientras que bajo una capa de sarán la radiación solar promedio fue el doble de $156.37 \mu\text{molm}^{-2}\text{seg}^{-1}$; dicha diferencia pudo influir en la capacidad para fotosintetizar a lo largo del periodo de propagación.

En el caso de las estacas de *H. alchorneoides* los mayores promedios en el número de raíces/estaca se presentaron bajo una y dos capas de sarán, lo cual puede estar relacionado con los mayores CRA presentes en estacas enraizadas y su relación en la producción de raíces por estaca (Fig 61). Un mayor contenido hídrico en las estacas favorece la apertura estomática

(Loach, 1988a) contribuyendo a la fotosíntesis y a mayores reservas de carbohidratos.

La función principal que se le ha atribuido a las hojas en el inicio del enraizamiento de las estacas, es la producción de carbohidratos vía fotosíntesis (Aminah *et al.*, 1997). Sin embargo, Hartmann y Kester (1990) consideran que la principal función de la hoja es de proveer de cofactores foliares para el enraizamiento, así como la producción de auxinas necesarias para el desarrollo del primordio foliar. La lámina foliar provee una amplia superficie que facilita la absorción de energía luminosa y el intercambio de CO_2 , O_2 y vapor de agua entre los espacios intercelulares y la atmósfera (Flores, 1989). Aunque la presencia de hojas en las estacas constituye un fuerte estímulo para el inicio de las raíces, la pérdida de agua por los procesos de transpiración puede causar reducción en el contenido de agua en las estacas a un nivel tal que ocasione la muerte antes de que ocurra el enraizamiento (Hartmann y Kester, 1990; Loach, 1988a). Es por ello que existe la tendencia a optimizar un área foliar en las estacas de tal forma que permita un balance entre fotosíntesis y transpiración (Ofori *et al.*, 1996), es decir, entre los efectos de la producción de asimilados y los efectos de la pérdida de agua por transpiración. Se ha visto que para estacas de *Khaya ivorensis*, la mejor área foliar para el enraizamiento de las estacas es de 10cm^2 (Tchoundjeu y Leakey, 1996); para estacas de *Triplochiton scleroxylon* es de 50cm^2 (Leakey y Coutts, 1989); para estacas de *Milicia excelsa* es de 40cm^2 (Ofori *et al.*, 1996) y en estacas de *Gnetum africanum* es de 80cm^2 (Shiembo *et al.*, 1996a). En estacas de *P. pinnatum* al incrementarse el área foliar (el número de foliolos con área foliar de 15cm^2), se produjo un aumento en el porcentaje de enraizamiento (Fig 36) lo cual pudo estar relacionado con una mayor producción de cofactores del enraizamiento, así como auxina foliar, que favorecieron la producción del primordio de enraizamiento inicial. A su vez, existió una tendencia a disminuir el P_n por unidad de área foliar en estacas sin enraizar como enraizadas a medida que se iba incrementando el área foliar (Fig 43 y Fig 47), esto puede estar asociado con una mayor distribución de la actividad fotosintética por contar con una mayor área foliar para fotosintetizar y por ende un mayor P_n total, así como menores pérdidas de agua por transpiración ya que se presentó una disminución del g_s con las dos áreas mayores (Fig 46).

Aún bajo luz directa, el porcentaje de enraizamiento en estacas de *P. pinnatum* se

incrementó al aumentar el área foliar (aumento en el número de foliolos) (Fig 38) a diferencia de lo obtenido en estacas de *Cordia alliodora* (Mesén, 1993). Este comportamiento pudo deberse a una mayor actividad fotosintética al incrementarse el número de foliolos que constituían las áreas foliares mayores, haciendo mas efectiva la fotosíntesis y favoreciendo no sólo el porcentaje de enraizamiento, sino también el número de raíces por estaca. Un aumento en el P_n puede favorecer la producción de carbohidratos, de auxinas así como su translocación y el movimiento basipétalo de otros factores involucrados con el enraizamiento de las estacas (Davis, 1988). Aún cuando dichas estacas se encontraban creciendo bajo condiciones ambientales adversas para favorecer el enraizamiento a lo largo de la duración del experimento, una alta proporción de estas fueron capaces de tolerar dichas condiciones, lo cual concuerda con lo obtenido por Newton y Jones (1993b) al utilizar estacas de varias especies tropicales, las cuales lograron enraizar a pesar de contar con severos déficit hídricos.

Los cambios en el grado de abertura de los estomas en las hojas de las estacas es reflejo de su estado hídrico, existiendo un aumento en la resistencia estomática al incrementarse la pérdida de agua (Loach, 1988a). Bajo luz directa, se presentó la tendencia a disminuir la conductividad estomática (g_s) con el área foliar de 60cm^2 en estacas de *P. pinnatum* (Fig 44); a pesar de ello se produjo un aumento en el número de raíces por estaca al utilizar dicha área (Fig 41), lo cual demuestra que una vez ocurrido el enraizamiento, estas estacas fueron capaces de seguir produciendo raíces y seguir fotosintetizando a pesar de existir un mayor rango de transpiración. Bajo el uso de sarán, el g_s también disminuyó al aumentar el área foliar (Fig 44); sin embargo, al existir un mayor nivel de sombra bajo dos capas de sarán, se produjo un leve aumento en el g_s con el área de 60cm^2 (Fig 44)

Al existir un único foliolo en las estacas bajo sombra (área de 15cm^2), se presentó un mayor valor de P_n que cuando las estacas presentaron un mayor número de foliolos; al existir un mayor número de foliolos que constituyen el área foliar, puede ser distribuida más la actividad fotosintética a través de los mismos y existir una mayor superficie para fotosintetizar, ello se puede observar en la tendencia a reducirse el P_n por unidad de área foliar conforme se incrementa el número de foliolos de 15cm^2 (Fig 45 y 48). A su vez, en estacas enraizadas, el P_n fue mayor con el área foliar de 15cm^2 que con las demás áreas foliares (Fig

47) lo cual puede estar relacionado con una mayor abertura estomática presentada por las estacas con dicha área foliar (Fig 46).

A pesar de las diferencias registradas en el Pn bajo una capa y dos de sarán, las variaciones en el área foliar no causaron diferencias significativas en el número de raíces por estaca (Fig 41), lo cual demuestra que las diferencias del Pn registradas al variar el área foliar, no causaron altos cambios fisiológicos que pudieran haber contribuido con una mayor producción de carbohidratos, y favorecer de esta forma con la producción de un mayor número de raíces por estaca al utilizar áreas foliares mayores. Se puede decir que bajo el uso de una y dos capas de sarán para esta especie, la variación en el área foliar causó relaciones similares entre fotosíntesis y pérdida de agua por transpiración, lo cual se refleja en un comportamiento similar en la producción de raíces por estaca y en la no existencia de diferencias significativas en el CRA al utilizar diferentes áreas foliares.

En estacas de *H. alchorneoides*, el uso de diferentes áreas foliares bajo una y dos capas de sarán presentaron porcentajes similares de enraizamiento (Fig 54) ello puede deberse a que bajo esas condiciones de sombra, las diferentes áreas foliares logran alcanzar un balance similar entre los procesos de transpiración y fotosíntesis.

En estacas de *H. alchorneoides* bajo luz directa, a diferencia de los resultados con *P. pinnatum*, el área foliar menor presentó el mayor porcentaje de enraizamiento (Fig 54). Quizás las condiciones de una temperatura más alta y mayor pérdida de agua agravaron aún más la fisiología de las estacas; ello se demuestra con los bajos CRA registrados en las estacas bajo luz directa y con un mayor CRA en las estacas con área de 15cm². Según Shiembo *et al.*, (1996b) el área foliar óptima para el enraizamiento es aquella que permita una adecuada transpiración sin alterar el proceso fotosintético. Bajo sombra, las áreas mayores en estacas de *H. alchorneoides* favorecieron la producción de un mayor número de raíces por estaca (Fig 55), lo cual demuestra que bajo esas condiciones ambientales, estas áreas presentaron un balance adecuado entre transpiración y fotosíntesis, aumentando así la producción de carbohidratos. Un comportamiento similar se obtuvo en estacas de *Irvingia gabonensis* (Shiembo *et al.*, 1996b) y *Gnetum africanum* (Shiembo *et al.*, 1996a) en donde un aumento en el área foliar causó incrementos en la producción de raíces por estaca, lo cual se

atribuye a la mayor producción de carbohidratos producto de la fotosíntesis. El uso de sombra permite reducir la temperatura foliar así como los gradientes de DPV, factores que contribuyen positivamente al enraizamiento (Loach, 1977). En estacas de *Triplochiton scleroxylon* un menor número de raíces por estaca se produjo con el área de 10cm² en comparación a lo obtenido con las áreas de 50 cm² y 100 cm² lo cual es atribuido a la mayor producción de carbohidratos solubles encontrado con las dos áreas mayores (Leakey y Coutts, 1989). Bajo luz directa en estacas de *H. alchorneoides*, el número de raíces por estaca no se favoreció al aumentar las áreas foliares (Fig 55), lo cual se pueda deber a reducciones en la producción de carbohidratos vía fotosíntesis causados por el aumento en la pérdida de agua al incrementarse el área foliar.

En cuanto a los porcentajes de mortalidad en estacas sin enraizar de *P. pinnatum* establecidas bajo luz directa, hubo una tendencia a disminuir conforme se incrementó el área foliar (Fig 39). Ello puede estar relacionado con el mayor número de folíolos que constituían las dos áreas foliares mayores. A pesar de que se produjo la caída foliar, las estacas con mayores áreas tuvieron una mayor oportunidad de contar con por lo menos uno o dos folíolos para seguir fotosintetizando y mantener viva la estaca. Esto se refleja con la menor caída foliar que presentaron las estacas bajo luz directa con el área foliar mayor (Fig 40). Según Shiembo *et al.*, (1996b), la relación negativa entre abscisión foliar y área foliar presente en estacas sin enraizar de *Irvingia gabonensis* puede estar relacionado por la incapacidad de las áreas foliares pequeñas de mantener un balance de carbono positivo durante la propagación.

En estacas sin enraizar de *H. alchorneoides* bajo luz directa, la menor mortalidad se presentó con el área foliar de 25cm² (Fig 56) a pesar de ser la que presentó la mayor caída foliar, lo cual indica que para estas estacas sin enraizar y con las condiciones ambientales que existen bajo luz directa, es el área foliar que permitió a la estaca contar con mayores reservas obtenidas por procesos fotosintéticos, permitiéndole sobrevivir una vez ocurrido la abscisión foliar. Bajo sombra, la mortalidad no fue afectada significativamente por el área foliar, probablemente debido a las mejores condiciones fisiológicas que presentaban las estacas (Fig 56).

A su vez, se presentó una relación lineal significativa entre el diámetro de las estacas

de *P. pinnatum* y el número de raíces por estaca, existiendo un aumento en el promedio de raíces conforme se incrementó el diámetro (Fig 31) sin existir relación con el porcentaje de enraizamiento. Según Reuveni *et al.*, (1990), el uso de estacas gruesas no lignificadas permiten un mejor enraizamiento debido a una mayor reserva de carbohidratos que tiende a acelerar y aumentar el desarrollo de raíces, así como mayor acumulación de auxinas endógenas y promotores para el enraizamiento (Wilson, 1993). Para Hansen (1986) la reducción de la irradiación asociado con un incremento en la distancia desde la parte apical hasta la basal favorece el desarrollo de un mayor número de raíces en estacas basales. En *Prosopis juliflora*, las estacas con mayor diámetro basal presentaron mayor rango de respiración, favoreciendo el enraizamiento por existir un mayor flujo de azúcares a la zona de enraizamiento (Dick *et al.*, 1994). El hecho de que el diámetro se relacionó con el número de raíces por estaca y no con el porcentaje de enraizamiento puede estar asociado con lo expuesto por Moe y Andersen (1988), los cuales sugieren que el desarrollo del primordio radical de iniciación es controlado principalmente por el contenido hormonal de la planta donante, mientras que el contenido de carbohidratos y la capacidad de suplir de carbohidratos a las estacas por parte de la planta madre, se encuentra más relacionado con el desarrollo de raíces. Ello puede explicar el por qué las estacas con mayores diámetros permitieron producir un mayor número de raíces por estaca, por contar con mayores reservas que las estacas con diámetros menores.

CONCLUSIONES

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

Platymiscium pinnatum

- Es fácil de propagar mediante el uso de estacas juveniles y de cámaras de propagación por subirrigación; presentándose porcentajes de enraizamiento mayores al 90% al utilizar como medio de enraizamiento la arena, una dosis de 0.4% de AIB, reducción de la radiación solar al 50% (radiación solar promedio de $156.37 \mu\text{molm}^{-2}\text{seg}^{-1}$) al utilizar una capa de sarán, y un área foliar de 60 cm^2 .
- Se presentó un incremento en la producción de raíces por estaca conforme el diámetro de las mismas se iba incrementando desde 3.5 mm hasta 8 mm; lo cual indica que para esta especie el uso de diámetros de hasta 8 mm favorece la producción de raíces, quizás por contar con mayores reservas de carbohidratos.
- El tipo de sustrato utilizado para el enraizamiento presentó un efecto significativo en el porcentaje de enraizamiento y el número de raíces producido por estaca. Los mayores porcentajes de enraizamiento se obtuvieron en arena (77%) y grava (71.4%), así como los mayores números de raíces por estaca (4.5 y 5.2 raíces/estaca, respectivamente).
- Los CRA foliares encontrados en los diferentes sustratos para estacas no enraizadas y sin enraizar presentaron valores mayores al 78%, lo cual pudo haber contribuido con los elevados porcentajes de enraizamiento obtenidos en arena y grava al existir buenas condiciones hídricas para favorecer el enraizamiento. Con aserrín, a pesar del elevado CRA foliar, la falta de oxígeno a nivel de sustrato, causó un bajo porcentaje de enraizamiento y la mayor mortalidad de las estacas.

- La no aplicación de AIB redujo el tiempo para el inicio del enraizamiento. Aún cuando las diferentes dosis de AIB no mostraron diferencias significativas en cuanto al porcentaje de enraizamiento, las dosis de 0.2% y 0.4% fueron las que presentaron el mayor porcentaje, iniciándose el enraizamiento en la tercera semana de haberse establecido el experimento (Fig 5).
- El número de raíces por estaca, se incrementó al elevar la dosis de AIB; el mayor número de raíces fue para la dosis más alta (1.6%).
- No se presentó interacción entre los factores principales evaluados (sustrato y dosis de AIB); para esta especie, el sustrato y las dosis de AIB causan efectos independientes entre sí.
- Las estacas fueron fuertemente afectadas por los diferentes niveles de radiación solar a las cuales fueron sometidas. El mayor porcentaje de enraizamiento y el mayor número de raíces por estaca se obtuvo bajo una capa de sarán (radiación solar de $156.37 \mu\text{molm}^{-2}\text{seg}^{-1}$) con un 92% de enraizamiento y 9.6 raíces/estaca.
- Los mayores CRA en estacas sin enraizar se presentaron para aquellas establecidas bajo una y dos capas de sarán (radiación solar promedio de $156.37 \mu\text{molm}^{-2}\text{seg}^{-1}$ y $80 \mu\text{molm}^{-2}\text{seg}^{-1}$, respectivamente) lo cual indican que dichas estacas se encontraba en condiciones fisiológicas mejores para favorecer el enraizamiento que las estacas bajo luz directa.
- Al aumentar el área foliar en las estacas, se incrementó el porcentaje de enraizamiento y disminuyó la mortalidad.
- El número de raíces por estaca no se afectó con el área foliar en estacas bajo una y dos capas de sarán, lo cual indica que la producción de carbohidratos vía fotosíntesis fue similar bajo esas condiciones al utilizar un área foliar menor o uno mayor.

- Se presentó un alto porcentaje de estacas bajo luz directa (mas del 50%), que tuvieron la capacidad de tolerar las condiciones ambientales adversas presentes en los propagadores al estar expuestos a la luz directa, logrando enraizar así como producir incrementos en la producción de raíces por estaca al aumentar las áreas foliares.
- Durante el periodo que duró la propagación bajo diferentes niveles de luz, las estacas tuvieron la capacidad de presentar actividad fotosintética, siendo mayor una vez ocurrido el enraizamiento.
- Al utilizar uno de los mejores sustratos (arena), la mejor dosis de AIB (0.4%), así como los mejores niveles de luz y área foliar (una radiación solar promedio de $156 \mu \text{ mol m}^{-2} \text{ seg}^{-1}$ con una capa de sarán y un área foliar de 60 cm^2), para la tercera semana de haberse iniciado la propagación, se logró un 80% de enraizamiento y a la sexta semana más del 95% de las estacas habían enraizado (Fig 33). De tal forma que para esta especie con dichas condiciones, el éxito de la macropropagación se llega a presentar pocas semanas de haberse establecido las estacas.
- Al comparar el porcentaje de enraizamiento obtenido en el primer experimento al utilizar como medio de enraizamiento la arena, la dosis de AIB de 0.4%, un promedio de radiación solar de $43 \mu \text{ mol m}^{-2} \text{ seg}^{-1}$ y un área foliar de 30 cm^2 , se obtuvo un 82% de enraizamiento (Fig 7), mientras que en el segundo experimento, al utilizar una capa de sarán como sombra (una radiación solar promedio de $156 \mu \text{ mol m}^{-2} \text{ seg}^{-1}$) la arena como medio de enraizamiento, dosis de AIB de 0.4%, y el área foliar de 30 cm^2 , el porcentaje de enraizamiento fue mayor (95%, Fig 38). Por lo que una vez mas se refleja la importancia que tiene el nivel de luz en la macropropagación de esta especie.

Hyeronima alchorneoides

- Esta especie fue fácilmente propagada mediante el uso de estacas juveniles y el uso de cámaras de propagación por subirrigación. Los mayores porcentajes de enraizamiento encontrados fueron mayores al 95% al utilizar como medio de enraizamiento la arena, una dosis de 1.6% de AIB, el uso de una o dos capas de sarán (radiación solar promedio de $156.37 \mu\text{molm}^{-2}\text{seg}^{-1}$ y $80 \mu\text{molm}^{-2}\text{seg}^{-1}$, respectivamente) así como áreas foliares de 25 cm^2 o 50 cm^2 .
- La utilización de estacas con diámetros mayores a 10 mm, causó una reducción en el porcentaje de enraizamiento, así como un aumento en el porcentaje de mortalidad y caída foliar.
- Los sustratos arena y grava presentaron los mayores porcentajes de enraizamiento y la mayor producción de raíces por estaca (28.8%, 4.6 raíces/estaca y 28.5%, 5 raíces por estaca, respectivamente). Sin embargo, en grava se presentó una mayor mortalidad (45%) en aquellas estacas con diámetros menores a los 10 mm que no lograron enraizar en comparación con el porcentaje obtenido en arena (11%). A su vez, aquellas estacas que sufrieron de caída foliar en grava, no lograron producir raíces; mientras que en arena más del 80% de las estacas que sufrieron de caída foliar, pudieron enraizar. De tal forma que el mayor contenido de humedad presente en el sustrato arena, pudo haber contribuido con una menor mortalidad y un mayor enraizamiento para aquellas estacas que habían sufrido de abscisión foliar.
- Se presentó un efecto significativo entre el CRA y las dosis de AIB para estacas enraizadas de *H. alchorneoides*, existiendo una disminución del CRA conforme se incrementó el AIB, lo cual demuestra que las dosis elevadas de AIB, causaron alteraciones en las relaciones hídricas entre la toma de agua y la pérdida de la misma.

- Las estacas con diámetros mayores a los 10 mm propició la caída foliar con el uso de la grava como sustrato. El menor contenido de agua que presenta este tipo de sustrato pudo contribuir con un mayor déficit hídrico para dichas estacas

- Si bien las dosis no presentaron diferencias significativas en cuanto al porcentaje de enraizamiento, existió una tendencia de aumentar con las dos dosis mayores (0.8% y 1.6%). A su vez, el promedio del número de raíces presentó un aumento a medida que se incrementó las dosis de AIB.

- Las estacas con diámetros mayores a los 10 mm fueron las más afectadas por las dosis de AIB, existiendo una mayor mortalidad para aquellas con dosis de 0.8% y 1.6%, lo cual demuestra que este tipo de estacas son más sensibles a efectos de toxicidad.

- No existió una interacción entre los factores principales evaluados (sustrato y dosis de AIB); los sustratos utilizados y las dosis de AIB evaluados causaron efectos independientes entre sí.

- Las estacas fueron fuertemente afectadas por los diferentes niveles de radiación solar a las cuales fueron sometidas. El uso de una y dos capas de sarán (radiación solar promedio de $156.37 \mu\text{molm}^{-2}\text{seg}^{-1}$ y $80 \mu\text{molm}^{-2}\text{seg}^{-1}$, respectivamente) presentaron porcentajes de enraizamiento similares así como número de raíces/estaca (96% de enraizamiento, 16,3 raíces/estaca y 97% de enraizamiento, 17.8 raíces/estaca, respectivamente); mientras que bajo luz directa, el porcentaje de enraizamiento fue de 34% y una producción promedio de 8 raíces/estaca.

- Los mayores CRA en estacas sin enraizar de *H. alchorneoides* se presentaron para las estacas establecidas bajo sombra lo cual indican que dichas estacas se encontraban en mejores condiciones fisiológicas para favorecer el enraizamiento que las estacas bajo luz directa.

- El uso de áreas foliares mayores bajo una y dos capas de sarán causó un aumento en el número de raíces por estaca, mientras que bajo luz directa el aumento en el área foliar no favoreció el incremento en la producción de raíces.
- En las estacas establecidas bajo diferentes niveles de luz, fue evidente la importancia del estado hídrico de las mismas para favorecer el éxito del enraizamiento. Se presentaron relaciones entre el CRA con el porcentaje de enraizamiento, caída foliar, producción de raíces y mortalidad de las estacas. Un mayor CRA favoreció mayores porcentajes de enraizamiento, menor abscisión foliar, una mayor producción de raíces por estaca así como una reducción en la mortalidad.
- Al utilizar la arena como sustrato, una dosis de 1.6% de AIB, una capa de sarán (radiación promedio de $155 \mu\text{molm}^{-2}\text{seg}^{-1}$) y un área de 25 cm^2 , a la segunda semana de haberse establecido las estacas, se alcanzó el 100% del enraizamiento (Fig 52). Con el uso de dos capas de sarán (radiación solar promedio de $80 \mu\text{molm}^{-2}\text{seg}^{-1}$) y un área foliar de 50 cm^2 , este mismo porcentaje se logró a la tercera semana de haberse establecido las estacas (Fig 52).

Terminalia oblonga

- El uso de estacas provenientes de rebrotes de ocho meses de edad, no favoreció la macropropagación, lo cual se pudo deber a las condiciones que presentaban dichos rebrotes producto de la edad fisiológica y la lignificación de los mismos.
- La utilización de estacas provenientes de rebrotes de dos meses de edad, permitió obtener porcentajes de enraizamiento mayores al 30%. Sin embargo, el número de raíces producido por estaca fue bajo, lo cual pudo estar relacionado con los bajos contenidos de reservas iniciales de carbohidratos que no lograron ser repuestos durante la propagación.
- El uso de diferentes tipos de sustratos no tuvo efecto alguno sobre el porcentaje de

enraizamiento; a pesar de ello, los mayores porcentajes se obtuvieron en arena (35.5%) y en aserrín (28.3%), mostrando que esta especie es más tolerante a las condiciones de anegamiento que presenta el aserrín; sin embargo a la séptima semana, las raíces desarrolladas en aserrín presentaban pudrición, de tal forma que esta especie requiere de un sustrato cuyo contenido de agua no sea ni tan excesivo como es en aserrín ni tan bajo como es en grava.

- El número de raíces por estaca fue siempre bajo (1 a 3 raíces/estaca) en todos los sustratos. Ello puede deberse a menores contenidos de reservas iniciales para favorecer una mayor producción de raíces por estaca.

- La mortalidad y la caída foliar en las estacas fue alta con el uso del aserrín así como con la grava, quizás por el bajo contenido de agua que presenta este último sustrato.

- Las estacas fueron sensibles a la aplicación de la dosis de 1.6% de AIB, lo cual se reflejó en la reducción en el porcentaje de enraizamiento, en el mayor porcentaje de mortalidad y de estacas con caída foliar, por efectos de toxicidad. Sin embargo, aquellas estacas que fueron tolerantes a la toxicidad, lograron enraizar con la dosis de 1.6% y presentar un leve incremento en la producción de raíces.

- No se presentó una interacción entre los factores principales evaluados (sustrato y dosis de AIB); en esta especie el sustrato y las dosis de AIB causaron efectos independientes entre sí.

- Al utilizar la arena como sustrato y la mejor dosis (0.8%) de AIB, a la séptima semana de haberse establecido las estacas, se alcanzó el mayor porcentaje de enraizamiento (45%).

- Las cámaras de propagación utilizadas en este estudio se consideran satisfactorias para la propagación asexual de las tres especies, ya que las condiciones de alta humedad relativa del ambiente y temperaturas moderadas cuando las cámaras no se encuentran bajo la influencia de la luz directa, permiten contar con contenidos relativos de agua iniciales arriba del 80%, permitiendo reducir los déficits hídricos iniciales.

RECOMENDACIONES

De los resultados y conclusiones obtenidos, así como de la experiencia adquirida durante la realización de esta investigación, se desprenden las siguientes recomendaciones:

1. Se recomienda la utilización de los propagadores de subirrigación como cámaras para propiciar el enraizamiento de las estacas en las tres especies.
2. Para propagar vegetativamente estacas juveniles de *P. pinnatum* se recomienda utilizar estacas de 5 cm de longitud; arena o grava como sustrato, una dosis de AIB de 0.4% y 0.2%, respectivamente, disueltas en metanol, aplicando 10 μl a la base de las estacas con evaporación inmediata del alcohol. El uso de sombra que permita obtener una radiación solar promedio de 155 $\mu\text{molm}^{-2}\text{seg}^{-1}$. Utilizar un área foliar en las estacas de 60 cm^2 (es decir, cuatro folíolos de 15 cm^2 cada uno) y de ser posible, utilizar estacas con diámetros entre los 3 mm y 8 mm. Bajo estas condiciones se espera obtener material enraizado en un periodo máximo de seis semanas.
3. En la propagación de estacas juveniles de *H. alchorneoides* es importante determinar previamente el diámetro de las estacas que se desean propagar, por lo que se recomienda utilizar estacas con diámetros entre los 3 mm y 10mm. Una longitud de las estacas de 5 cm. Utilizar arena como sustrato, una dosis de AIB del 1.6% disuelta en metanol, aplicando 10 μl a la base de las estacas con evaporación inmediata en alcohol. El uso de sombra que permita obtener un promedio de radiación solar de 155 $\mu\text{molm}^{-2}\text{seg}^{-1}$ o de 80 $\mu\text{molm}^{-2}\text{seg}^{-1}$, con un área foliar de 25 cm^2 o 50 cm^2 , respectivamente. Al utilizar una dosis elevada de AIB es preferible no dejar las estacas en la cámara de propagación por más de nueve semanas para evitar la reducción del CRA. Bajo estas condiciones se espera obtener material enraizado en un periodo máximo de cinco semanas.

4. Para propagar vegetativamente estacas juveniles de *T. oblonga*, se deben utilizar estacas de rebrotes menores a los ocho meses de edad; el uso de rebrotes de dos meses de edad permite obtener porcentajes de enraizamiento mayores al 40%. Una longitud de las estacas de 5 cm. Utilizar como sustrato la arena, una dosis de AIB de 0.8% disuelta en metanol, aplicando 10 μl a la base de las estacas con evaporación inmediata en alcohol. Utilizar sombra durante la propagación de las estacas de tal forma que permite reducir la radiación solar a un promedio de 40 $\mu\text{molm}^{-2}\text{seg}^{-1}$. Bajo estas condiciones se espera obtener material enraizado en un periodo máximo de siete semanas.

5. Debido a que es difícil contar en estas especies con plantas donantes que provengan de árboles genéticamente comprobados, se recomienda utilizar material que provengan de árboles fenotípicamente seleccionados ("árboles plus") para así garantizar la calidad de las estacas propagadas.

6. Debido a que la especie *T. oblonga* resultó ser la más difícil de enraizar, se recomienda dar continuidad con los ensayos en esta especie, de tal forma que se incluya variaciones en las condiciones ambientales en donde se encuentra creciendo las plantas donantes, tales como: variaciones en los niveles de radiación solar, en la aplicación de nutrientes, etc. Con las estacas, probar con diferentes áreas foliares, niveles de luz, y utilizar diferentes edades de los rebrotes.

7. Es importante en este tipo de estudio, tomar en cuenta variables de tipo fisiológico que permitan dar una mejor idea de la fisiología de las estacas al ser aplicado un determinado tratamiento. La determinación del contenido relativo de agua foliar (CRA) es una de estas variables, sin embargo varía a lo largo del periodo de la propagación, por lo que se recomienda realizar varias mediciones durante la propagación, lo mismo con las mediciones del coeficiente neto fotosintético (P_n) y la conductividad estomática (g_s). A su vez, determinar el CRA radical puede ayudar a entender más los resultados del CRA foliar.

8. Cuando se desea saber el efecto que tiene el uso de diferentes intensidades de luz en la macropropagación, es necesario medir las variables ambientales que existen en el interior de la cámara de propagación, a fin de conocer los cambios ambientales que estén afectando el estado fisiológico de las estacas.

9. Si se desea por primera vez propagar una especie mediante el uso de estacas juveniles, se puede seguir un protocolo similar al utilizado en el presente trabajo, donde se consideren los tratamientos descritos, para determinar las mejores condiciones que conduzcan a aumentar los porcentajes de enraizamiento y la calidad de los sistemas radicales producidos.

10. Es importante establecer ensayos clonales en el campo con el material obtenido de la macropropagación mediante estacas juveniles de manera que pueda ser comparado con material proveniente de semillas, a fin de observar diferencias en características de interés económico tales como: rectitud del fuste, volumen, hábito de ramificación, densidad de la madera, etc.

REFERENCIAS

- AL-SAQRI, F; ALDERSON, G. P. 1996. Effects of IBA, cutting type and rooting media on rooting of *Rosa centifolia*. *Journal of Horticultural Science (Inglaterra)* 71(5): 729-737.
- AMINAH, H; DICK, J; GRACE, J. 1996. Vegetative propagation of *Shorea leprosula* Miq. by stem cuttings in non-mist and mist propagation systems. *Commonwealth Forestry Review (Inglaterra)* 75(3): 221-226.
- AMINAH, H; DICK, J; GRACE, J. 1997. Rooting of *Shorea leprosula* stem cuttings decreases with increasing leaf area. *Forest Ecology and Management (Holanda)* 91: 247-254.
- BANERJEE, U. K. 1994. Macropropagation of coníferas - a review. *Indian Forester (India)* 120(2): 119-123.
- BEADLE, C. L. 1985. Plant growth analysis. *In* Coombs, J; Hall, D.O; Long, S.P; Scurlock, M.O. eds. *Techniques in bioproductivity and photosynthesis*. 2 ed. Oxford, Pergamon Press. p. 20-25.
- BENITEZ, R.R. 1988. Catálogo de cien especies forestales de Honduras: distribución, propiedades y usos. Siguatepeque, Honduras, ESNACIFOR. p. 83-83.
- BHATTACHARYA, C.N. 1988. Enzyme activities during adventitious rooting. *In* Davis, D. T; Haissig, E. B; Sankhla, N. eds. *Adventitious root formation in cuttings*. Oregon, Dioscorides Press. p. 88-101.
- BLAZKOVA, A; SOTTA, B; TRANVAN, H; MALDINEY, R; BONNET, M; EINHORN, J; KERHOAS, L; MIGINIAE, E. 1997. Auxin metabolism and rooting in young and mature clones of *Sequoia sempervirens*. *Physiologia Plantarum (Dinamarca)* 99: 73-80.
- BLAZICH, F.A. 1988. Mineral-nutrition and adventitious rooting. *In* Davis, D. T; Haissig, E. B; Sankhla, N. eds. *Adventitious root formation in cuttings*. Oregon, Dioscorides Press. p. 61-66.
- BOARDMAN, N.K. 1977. Comparative photosynthesis of sun and shade plants. *Annual Review of Plant Physiology (EE.UU)* 28: 355-377.
- BURDON, D.R. 1988. When is cloning on an operational scale appropriate?. *In* Gibson, G. L; Griffin, A.R; Matheson, A.C. eds. *Breeding tropical trees: Population structure and genetic improvement strategies in clonal seedling forestry*. England, Oxford Forestry Institute. p. 9-12.

- CARPIO, M.I. 1995. Maderas de Costa Rica: 150 especies forestales. San José, Costa Rica, Editorial Universidad de Costa Rica. 338 p.
- CENTRO AGRONÓMICO TROPICAL DE INVESTIGACION Y ENSEÑANZA. 1995. Resumen acumulado de datos meteorológicos hasta 1995. Programa Manejo Integrado de Recursos Naturales, Turrialba, Costa Rica, CATIE. 1 p.
- CARTER, S. A.; SLEE, U.M. 1994. Root formation on cuttings of three eucalypt species with respect to the presence or absence of basal leaf nodes. *Commonwealth Forestry Review (Inglaterra)* 73(3): 198-200.
- CLARK, D.A. 1994. Plant demography. *In* McDade, L.A.; Bawa, K.S.; Hespeneide, H.A.; Hartshorn, G.S. eds. *La Selva: ecology and natural history of a Neotropical Rain Forest*. Chicago, Chicago Press. p. 100-101.
- DAVIS, D.T. 1988. Photosynthesis during adventitious rooting. *In* Davis, D.T.; Haissig, E.B.; Sankhla, N. eds. *Adventitious root formation in cuttings*. Oregon, Dioscorides Press. p. 79-87.
- DAVIS D.T.; POTTER, R.J. 1987. Physiological response of *Rhododendron* cuttings to different light levels during rooting. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 112(2): 256-259.
- DIAZ, M.E. 1991. Técnicas de enraizamiento de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. y *Gmelina arborea* Linn. Tesis Mag. Sci. Turrialba, Costa Rica, CATIE. 93 p.
- DIAZ, M.E.; SALAZAR, R.; MESEN, F. 1991. Enraizamiento de estacas juveniles de *Gmelina arborea* Linn. *Silvoenergía (CATIE)* no. 49: 1-4.
- DIAZ, M.E.; SALAZAR, R.; MESEN, F. 1992. Enraizamiento de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. *Silvoenergía (CATIE)* no. 51: 1-4.
- DICK, J.M.; AMINAH, H. 1994. Vegetative propagation of tree species indigenous to Malaysia. *Commonwealth Forestry Review (Inglaterra)* 73(3): 164-171.
- DICK, M.J.; BLACKBURN, G.D.; McBEATH, C. 1994. Stem respiration in leafy cuttings of *Prosopis juliflora* during the rooting process. *New Forests (EE.UU)* 8: 179-184.
- DICK, M.J.; DEWAR, R. 1992. A mechanistic model of carbohydrate dynamics during adventitious root development in leafy cuttings. *Annals of Botany (Inglaterra)* 70: 371-377.
- ELIASSON, L. 1978. Effects of nutrients and light on growth and root formation in *Pisum sativum* cuttings. *Physiologia Plantarum (Dinamarca)* 43: 13-18.

- ELIASSON, L; BRUNES, L. 1980. Light effects on root formation in aspen and willow cuttings. *Physiologia Plantarum* (Dinamarca) 48: 261-265.
- ENCUENTRO REGIONAL SOBRE ESPECIES FORESTALES NATIVAS DE LA ZONA NORTE Y ATLANTICA DE COSTA RICA (2, 1992, Puerto Viejo, Sarapiquí, Costa Rica). 1992. Memoria. Cartago, Costa Rica, ITCR. 86 p.
- ENCUENTRO SOBRE ESPECIES NATIVAS Y EXOTICAS PARA LA REFORESTACION EN LA ZONA SUR DE COSTA RICA (2, 1992, San Vito de Coto Brus, Costa Rica). 1992. Memoria. San José, Costa Rica, EUNED. 73 p.
- ERSTAD, J.L.; GISLEROD, H.R. 1994. Water uptake of cuttings and stem pieces as affected by different anaerobic conditions in the rooting medium. *Scientia Horticulturae* (Holanda) 58: 151-160.
- FLORES, V.E. 1989. La planta: estructura y función. Cartago, Costa Rica, Editorial Tecnológica de Costa Rica. 430 p.
- FLORES, V.E. 1993. Pilon. *Arboles y Semillas del Neotrópico* (Costa Rica) 2(1): 53-73.
- FLORES, V.E. 1994. Surá. *Arboles y Semillas del Neotrópico* (Costa Rica.) 3(1): 87-98.
- GASPAR, T; HOFINGER, M. 1988. Auxin metabolism during adventitious rooting. *In* Davis, D. T; Haissig, E. B; Sankhla, N eds. *Adventitious root formation in cuttings*. Oregon, Dioscorides Press. p. 117-131.
- GRANGE, I.R; LOACH, K. 1983. Environmental factors affecting water loss from leafy cuttings in different propagation systems. *Journal of Horticultural Science* (Inglaterra) 58 (1): 1-7.
- GRANGE, I.R; LOACH, K. 1985. The effect of light on the rooting of leafy cuttings. *Scientia Horticulturae* (Holanda) 27: 105-111.
- GUTTIEREZ, C.B. 1995. Consideraciones sobre fisiología y el estado de madurez en el enraizamiento de estacas de especies forestales. *Ciencia e Investigación Forestal* (Chile) 9(2): 260-277.
- GUTTIEREZ, C.B; CHUNG, P. 1994. Propagación vegetativa y silvicultura clonal en Eucalipto. *Ciencia e Investigación Forestal* (Chile) 8(1): 139-175.
- HACKETT, P.W. 1988. Donor plant maturation and adventitious root formation. *In* Davis, D. T; Haissig, E. B; Sankhla N. eds. *Adventitious root formation in cuttings*. Oregon, Dioscorides Press. p. 11-28.

- HAISSIG, E.B. 1974a. Influences of auxins and auxin synergists on adventitious root primordium initiation and development. *New Zealand Journal of Forestry Science* (Nueva Zelanda) 4(2): 311-323.
- HAISSIG, E.B. 1974b. Origin of adventitious roots. *New Zealand Journal of Forestry Science* (Nueva Zelanda) 4(2): 299-310.
- HAISSIG, E.B. 1986. Metabolic processes in adventitious rooting of cuttings. *In* Jackson, M.B. ed. *New root formation in plants and cuttings*. Netherlands, Martinus Nijhoff Publishers. p. 141-180.
- HANSEN, J. 1986. Influence of cutting position and stem length on rooting of leaf-bud cuttings of *Schefflera arboricola*. *Scientia Horticulturae* (Holanda) 28: 177-186.
- HANSEN, J; STROMQUIST, L.H; ERICSSON, A. 1978. Influence of the irradiance on carbohydrate content and rooting of cuttings of Pine seedlings (*Pinus sylvestris* L.). *Plant Physiology* (EE.UU) 61: 975-979.
- HARTMANN, H.T; KESTER, D.E. 1983. *Plant propagation: principles and practices*. 4ed. New York, Prentice Hall, Englewood Cliffs. s.p.
- HARTMANN, H.T; KESTER, D.E. 1990. *Propagación de plantas: principios y prácticas*. México, Continental S.A. p. 255-266.
- HARTNEY, J.V. 1980. Vegetative propagation of the Eucalypts. *Australian Forest Research* (Australia) 10: 191-211.
- HARTSHORN, S.G. 1991. *Terminalia oblonga* (Surá, Quiura, Guayabo de Monte). *In* Janzen, H. D ed. *Historia Natural de Costa Rica*. San José, Costa Rica, Editorial Universidad de Costa Rica. p. 339-341.
- HARTSHORN, S.G; POVEDA, L.J. 1991. Lista de especies alboscentes. *In* Janzen, H. D ed. *Historia Natural de Costa Rica*. San José, Costa Rica, Editorial Universidad de Costa Rica. p. 161-171.
- HELLER, A; BOROCHOV, H.A; HALEVY, H.A. 1994. Factors affecting rooting ability of *Coleonema aspalathoides*. *Scientia Horticulturae* (Holanda) 58: 335-341.
- HOLDRIDGE, R.L; POVEDA, J.L. 1975. *Arboles de Costa Rica: Palmas, otras monocotiledóneas arbóreas y árboles con hojas compuestas o lobuladas*. San José, Costa Rica, Centro Científico Tropical, v 1. 546 p.

- IPINZA, C.R; GUTIERREZ, C.B. 1992. Resultados preliminares de un ensayo de enraizamiento de estaquillas de *Eucalyptus globulus ssp. globulus*. Ciencia e Investigación Forestal (Chile) 6(1): 61-79.
- JINKS, L.R. 1995. The effects of propagation environment on the rooting of leafy cuttings of ash (*Fraxinus excelsior* L.), sycamore (*Acer pseudoplatanus* L.), and sweet chestnut (*Castanea sativa* Mill.). New Forests (EE.UU) 10: 183-195.
- KAMALUDDIN, M; ALI, M. 1996. Effects of leaf area and auxin on rooting and growth of rooted stem cuttings of neem. New Forests (EE.UU) 12: 11-18.
- KAMALUDDIN, M; GRACE, J. 1992. Photoinhibition and light acclimation in seedlings of *Bischofia javanica*, a tropical forest tree from Asia. Annals of Botany (EE.UU) 69: 47-52.
- KRAMER, P.J. 1983. Water relations of plants. New York, Academic Press. p. 344-380.
- LAL, P. 1994. Economics of mass clonal multiplication of forest trees. The Indian Forester (India) 120(2): 85-96.
- 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 (Inglaterra) 58(2): 277-290.
- LEAKEY, R.R.B. 1987. Clonal forestry in the Tropics- A review of developments, strategies and opportunities. Commonwealth Forestry Review (Inglaterra) 66(1): 61-75.
- LEAKEY, R.R.B; CHAPMAN, R.V; LONGMAN, A.K. 1982. Physiological studies for tropical tree improvement and conservation, factors affecting root initiation in cuttings of *Triplochiton scleroxylon* K. Schum. Forest Ecology and Management (Holanda) 4: 53-66.
- LEAKEY, R.R.B; COUTTS, P. M. 1989. The dynamics of rooting in *Triplochiton scleroxylon* cuttings: their relation to leaf area, node position, dry weight accumulation, leaf water and carbohydrate composition. Tree Physiology (Canadá) 5: 135-146.
- LEAKEY, R.R.B; MESEN, F. 1991. Métodos de propagación vegetativa en árboles tropicales: enraizamiento de estacas suculentas. In Cornelius, P.J; Mesén, F; Corea, E. eds. Manual sobre mejoramiento genético forestal con referencia especial a América Central. Turrialba, Costa Rica, CATIE. p. 147- 167.

- LEAKEY, R.R.B; MESEN, F; TCHOUNDJEU, Z; LONGMAN, K.A; DICK, J.M; NEWTON, A; MATIN, A; GRACE, J; MUNRO, R.C; MUTOKA, P.N. 1990. Low-technology techniques for the vegetative propagation of tropical trees. Commonwealth Forestry Review (Inglaterra) 69(3): 247-257.
- LEAKEY, R.R.B; MOHAMMED, H. R. 1985. The effects of stem length on root initiation in sequential single-node cuttings of *Triplochiton scleroxylon* K. Schum. Journal of Horticultural Science (Inglaterra) 60(3): 431-437.
- LEAKEY, R.R.B; STORETON-WEST, R. 1992. The rooting ability of *Triplochiton scleroxylon* cuttings: the interactions between stockplant irradiance, light quality and nutrients. Forest Ecology and Management (Holanda) 49: 133-150.
- LIBBY, W.J; CONKLE, M.T. 1966. Effect of auxin treatment, tree age, tree vigor and cold storage on rooting young Monterey pine. Forest Science (EE.UU) 12: 484-502.
- LO, Y.N. 1985. Root initiation of *Shorea macrophylla* cuttings: effects of node position, growth regulators and misting regime. Forest Ecology and Management (Holanda) 12: 43-52.
- LOACH, K. 1977. Leaf water potential and the rooting of cuttings under mist and polythelene. Physiologia Plantarum (Dinamarca) 40: 191-197.
- LOACH, K. 1986. Rooting of cuttings in relation to the propagation medium. Combined proceedings. The International Plant Propagators' Society, (U.K.), v 35. p. 473-485.
- LOACH, K. 1988a. Water relations and adventitious rooting. In Davis, D. T; Haissig, E. B; Sankhla, N. eds. Adventitious root formation in cuttings. Oregon, Dioscorides Press. p. 102-116.
- LOACH, K. 1988b. Controlling environmental conditions to improve adventitious rooting. In Davis, D. T; Haissig, E. B; Sankhla, N. eds. Adventitious root formation in cuttings. Oregon, Dioscorides Press. p. 248-273.
- MBAH, M.J; RETALLICK, J.S. 1992. Vegetative propagation of *Balanites aegyptiaca* (L.) Del. Commonwealth Forestry Review (Inglaterra) 71(1): 52-56.
- MESEN, J.F. 1993. Vegetative propagation of Central American hardwoods. Thesis Ph.D. Scotland, University of Edinburgh. p. 231.
- MESEN, J.F. 1995. Clasificación de fuentes de producción de semillas forestales. In Seminario Nacional de Identificación, Selección y Manejo de Fuentes Semilleras. (I,1995, Bogotá, Colombia). Colombia, CONIF, INSEFOR. 145 p.

- MESEN, J.F; LEAKEY, R.B; NEWTON, A.C. 1992. Hacia el desarrollo de técnica de silvicultura clonal para el pequeño finquero. *Chasqui (Costa Rica)* 28: 6-18.
- MESEN, J.F; LEAKEY, R.B; NEWTON, A.C. 1995. Propagadores de subirrigación: un sistema simple y económico para la propagación vegetativa de especies forestales. Turrialba, C.R., CATIE. 11 p.
- MESEN, J.F; NEWTON, C.A; LEAKEY, B.R. (1997a). The effects of propagation environments and foliar area on rooting physiology of *Cordia alliodora* (Ruiz & Pavon) Oken cuttings. *Trees (EE.UU)* 11: 404-411.
- MESEN, J.F; NEWTON, C.A; LEAKEY, B.R. (1997b). Vegetative propagation of *Cordia alliodora* (Ruiz & Pavon) Oken: the effects of IBA concentration, propagation medium and cutting origin. *Forest Ecology and Management (Holanda)* 92: 45-54.
- MOE, R; ANDERSEN, A.S. 1988. Stock plant environment and subsequent adventitious rooting. In Davis, D.T; Haissig, E.B; Sankhla, N. eds. *Adventitious root formation in cuttings*. Oregon, Dioscorides Press. p. 214-234
- MONTEUUIS, D; VALLAURI, C; POUPARD, C; CHAUVIERE, M. 1995. Rooting *Acacia mangium* cuttings of different physiological age with reference to leaf morphology as a phaser change marker. *Silvae Genetica (Alemania)* 44(2-3): 150-154.
- MUDGE, K.W. 1988. Effect of ethylene on rooting. In Davis, D.T; Haissig, E.B; Sankhla, N. eds. *Adventitious root formation in cuttings*. Oregon, Dioscorides Press. p. 150-155.
- MULLER, R; SEREK, M; SISLER, E.C; ANDERSEN, A.S. 1997. Poststorage quality and rooting of *Epipremnum pinnatum* cuttings after treatment with ethylene action inhibitors. *Journal of Horticultural Science (Inglaterra)* 72(3): 445-452.
- NANDA, K.K; KOCHHAR, V.K. 1991. *Vegetative propagation of plants*. India, Kalyani Publishers. p. 123-169.
- NEWTON, A.C; JONES, A.C. 1993a. Characterization of microclimate in mist and non-mist propagation systems. *Journal of Horticultural Science (Inglaterra)* 68(3): 421-430.
- NEWTON, A.C; JONES, A.C. 1993b. The water status of leafy cuttings during propagation in mist and non-mist propagation systems. *Journal of Horticultural Science (Inglaterra)* 68(5): 653-663.

- NILUM, S.P; VERMA, R.C. 1995. Vegetative propagation of *Acacia catechu*, *Dalbergia sissoo* and *Prosopis cineraria* by cuttings. International Tree Crops Journal (Inglaterra) 8: 139-149.
- ORGANIZACION PARA ESTUDIOS TROPICALES. 1992. Especies nativas y exóticas para la reforestación en la zona sur de Costa Rica. San José, C.R., EUNED. 84 p.
- ORGANIZACION PARA ESTUDIOS TROPICALES. 1997. Guía informativa: parcelas forestales en La Selva. San José, Costa Rica, EUNED. 2 p.
- OFORI, D.A; NEWTON, A.C; LEAKEY, R.R.B; GRACE, J. 1996. Vegetative propagation of *Milicia excelsa* by leaf stem cuttings: effects of auxin concentration, leaf area and rooting medium. Forest Ecology and Management (Holanda) 84: 39-48.
- OKORO, O.O; GRACE, J. 1976. The physiology of rooting *Populus* cuttings I. Carbohydrates and photosynthesis. Physiologia Plantarum (Dinamarca) 36: 133-138.
- PASTUR, M.G; BOYERAS, F. ABEDINI, W; BELTRANO, J. 1994. Análisis de la ciclofisis y la topófisis en *Populus deltoides* Bartir desde la formación del estaquero hasta una plantación comercial. Investigación Agraria, Sistemas, Recursos Forestales (España) 3(2): 125-133.
- POUPARD, C; CHAUVIERE, M; MONTEUUIS, O. 1994. Rooting *Acacia mangium* cuttings: effect of age, within-shoot, position and auxin treatment. Silvae Genetica (Alemania) 43(4): 226-231.
- PURI, S; KHARA, A. 1992. Influency of maturity and physiological status of woody cutting: limits and promises to ensure successful cloning. Indian Forester (India) 118(8): 560-572.
- RADOSTA, P; PAQUES, E.L; VERGER, M. 1994. Estimation of genetic and non-genetic parameters for rooting traits in hybrid Larch. Silvae Genetica (Alemania) 43(2-3): 108-114.
- RAWAT, S.M; EMMANUEL, J.C; UNİYAL, P.D. 1994. Macropropagation in forestry species. Indian Forester (India) 120(2): 124-137.
- REDDY, K.K; VENKAIAH, K; PRAVEENA, R.P. 1993. Rooting media vis-a-vis rooting percentage. Indian Journal of Forestry (India) 16(2): 103-106.
- REUVENI, O; GANGER, L; HETH, D. 1990. The effect of rooting environment, kind and source of cuttings on rooting of *Eucalyptus camaldulensis* Dehn, cuttings. Commonwealth Forestry Review (Inglaterra) 69(2): 181-189.

- ROJAS, V.P. 1990. Silvicultura clonal de Eucalyptus. Ciencia e Investigación Forestal (Chile) 4(1): 120-123.
- SALISBURY, B.F; ROSS, W.C. 1994. Fisiología Vegetal. México, D.F, Iberoamericana. p. 405-406.
- SANCHEZ, V.P. 1983. Flora del Parque Nacional de Cahuita. San José, C.R., EUNED. p. 110-120.
- SCHROEDER, R.W; WALKER, S.D. 1991. Effect of cutting position on rooting and shoot growth of two poplar clones. New Forests (EE.UU) 4: 281-289.
- SEGURA, A; MARTINEZ, R; ARIZ, F; ARGEL, G; TRIVIÑO, T. 1991. Propagación agámica de seis especies forestales neotropicales en Colombia. Colombia. CONIF. Serie Documentación no. 20. 33 p.
- SHIEMBO, P.N; NEWTON, A.C; LEAKEY, R.R.B. 1996a. Vegetative propagation of *Gnetum africanum* Welw., a leafy vegetable from West Africa. Journal of Horticultural Science (Inglaterra) 71: 149-155.
- SHIEMBO, P.N; NEWTON, A.C; LEAKEY, R.R.B. 1996b. Vegetative propagation of *Iringia gabonensis*, a West African fruit tree. Forest Ecology and Management (Holanda) 87: 185-192.
- SHIMIZU, Y.J. 1988. La propagación vegetativa en el mejoramiento genético de plantaciones industriales. Ciencia e Investigación Forestal (Chile) 2(4): 27-33.
- SMALLEY, T.J; DIRR, M.A; ARMITAGE, A.M; WOOD, B.W; TESKEY, R.O; SEVERSON, R.F. 1991. Photosynthesis and leaf water, carbohydrate, and hormone status during rooting of stem cuttings of *Acer rubrum*. Journal of American Society for Horticultural Science 116(6): 1052-1057.
- SOJKA, R. STOLZY, L.H. 1980. Soil-oxygen effects on stomatal response. Soil Science (EE.UU) 130(6): 350-358.
- SUNIL N. VERMA, R.C. 1995. Vegetative propagation of *Acacia catechu*, *Dalbergia sisso* and *Prosopis cineraria* by cuttings. International Tree Crops Journal (Inglaterra) 8: 139-149.
- TCHOUNDJEU, Z; LEAKEY, R.R.B. 1996. Vegetative propagation of African Mahogany: effects of auxin, node position, leaf area and cutting length. New Forests (EE.UU) 11: 125-136.

- THIMANN, K.V. s.f. The auxins. In: Wilkins, M.B. ed. The physiology of plant growth and development. London, McGraw-Hill. p. 3-37.
- THOMPSON, G.D. 1983. Clonal reforestation: Forest of the future?. In Duryea, L.M.; Brown, N.G. eds. Seedling physiology and reforestation success. Netherlands, Martinus Nijhof. p. 3-28.
- TOUSIGNANT, D; VILLENEUVE, M; RIOUX, M; MERCIER, S. 1995. Effect of tree flowering and crown position on rooting success of cuttings from 9-year-old black spruce of seedling origin. Canadian Journal of Forest Research (Canada) 25: 1058-1063.
- VEIERSKOV, B. 1988. Relations between carbohydrates and adventitious root formation. In Davis, D. T; Haissig, E.B; Sankhla, N. eds. Adventitious root formation in cuttings. Oregon, Dioscorides Press. p. 70-78.
- VEIERSKOV, B; ANDERSEN, A.S; ERICKSEN, E.N. 1982. Dynamics of extractable carbohydrates in *Pisum sativum*. I. Carbohydrate and nitrogen content in pea plants and cuttings grown at two different irradiances. Physiologia Plantarum (Dinamarca) 55: 167-173.
- WILLSON, P.J. 1993. Propagation characteristics of *Eucalyptus globulus* Labill. ssp. *globulus* stem cuttings in relation to their original position in the parent shoot. Journal of Horticultural Science (Inglaterra) 68(5): 715-724.
- WILLSON, P.J. 1994. Contributions of the leaves and axillary shoots to rooting in *Eucalyptus grandis* Hill ex Maid. stem cuttings. Journal of Horticultural Science (Inglaterra) 69(6): 999-1007.
- ZOBEL, B.J. 1992. Vegetative propagation in production forestry. Journal of Forestry (EE.UU) 90: 29-33 pp.
- ZOBEL, B. J; TALBERT, J. 1992. Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales. México, D.F., LIMUSA. p. 341-361.

ANEXO A

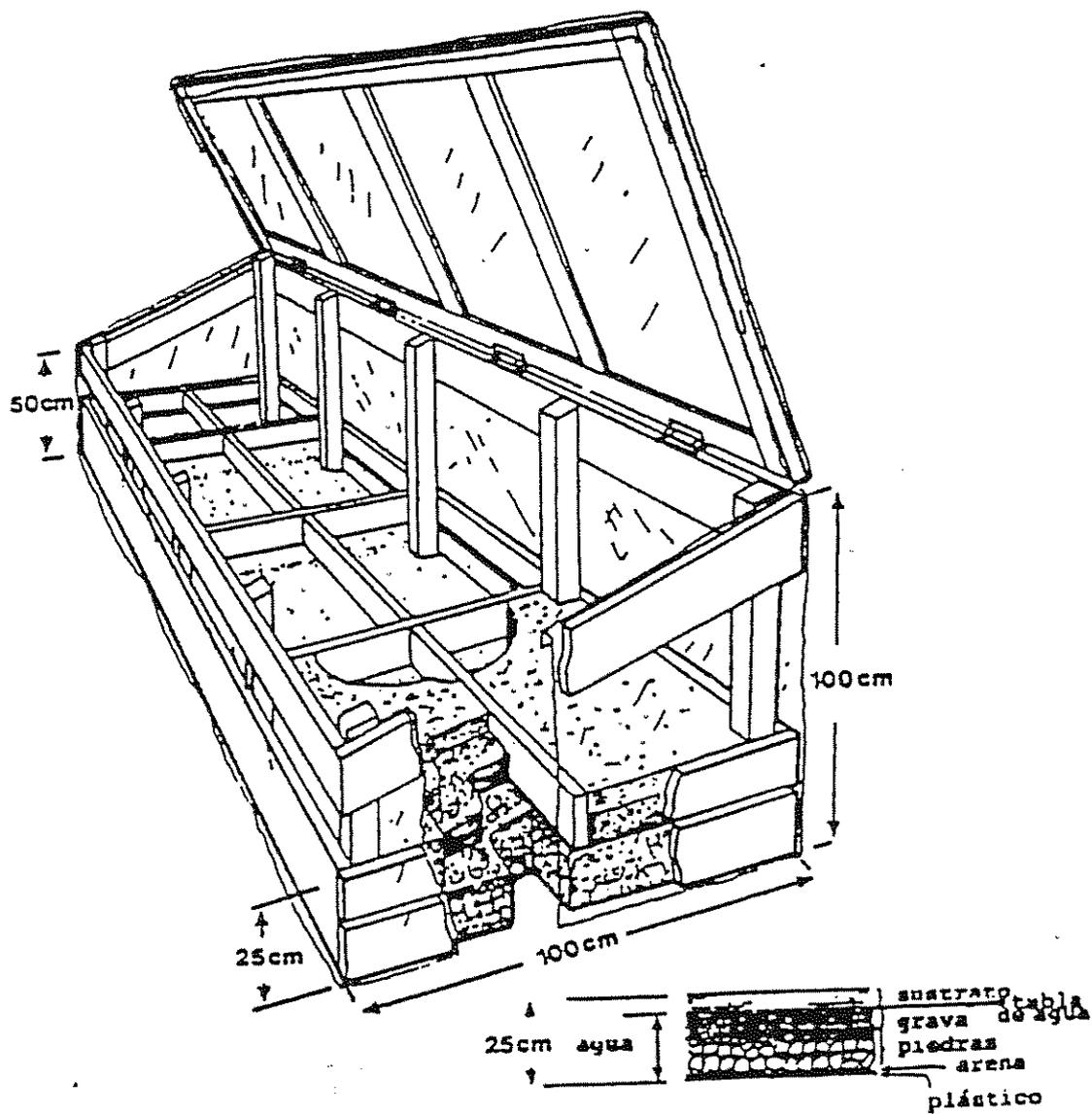


Fig A1. Propagador de sub-irrigación.

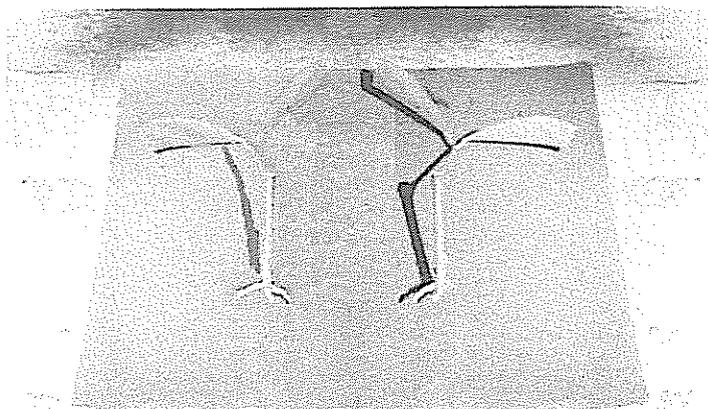


Fig A2. Enraizamiento de estacas juveniles de *Platymiscium pinnatum* en arena y con aplicación de 0.2% de AIB.

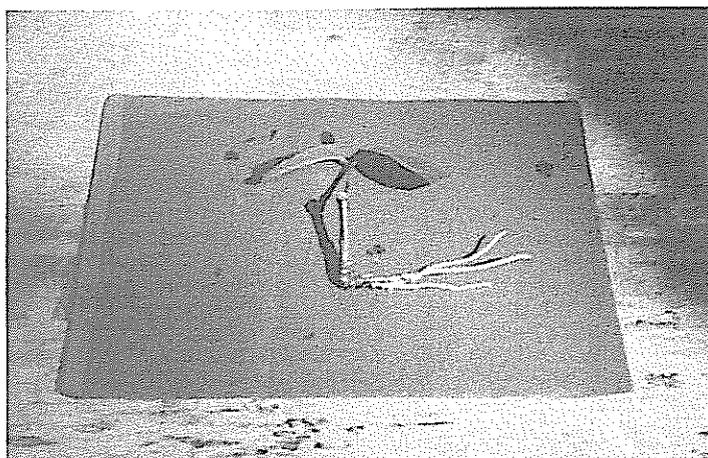


Fig A3. Enraizamiento de estaca juvenil de *Platymiscium pinnatum* en arena y con aplicación de 0.4% de AIB.

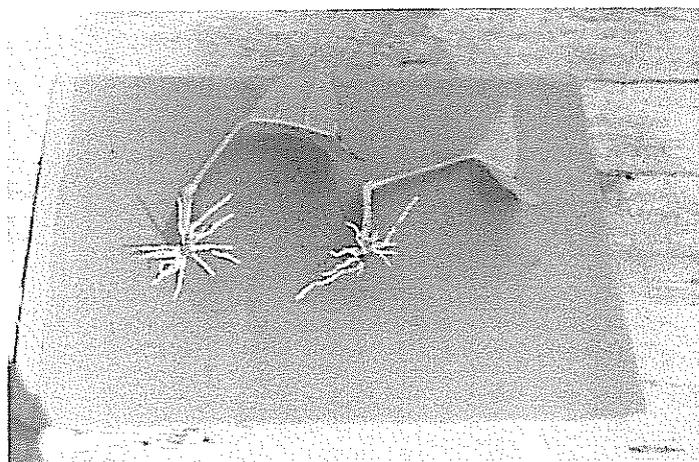


Fig A4. Enraizamiento de estacas juveniles de *Hyeronima alchorneoides* en grava y con aplicación de 1.6% de AIB.



Fig. A5. Larvificación de estaca juvenil de *Elymus albepennis* en agar y con aplicación de 0.1% de AIB.



Fig. A6. Larvificación de estaca juvenil de *Termitaria oblonga* en agar y con aplicación de 0.4% de AIB.

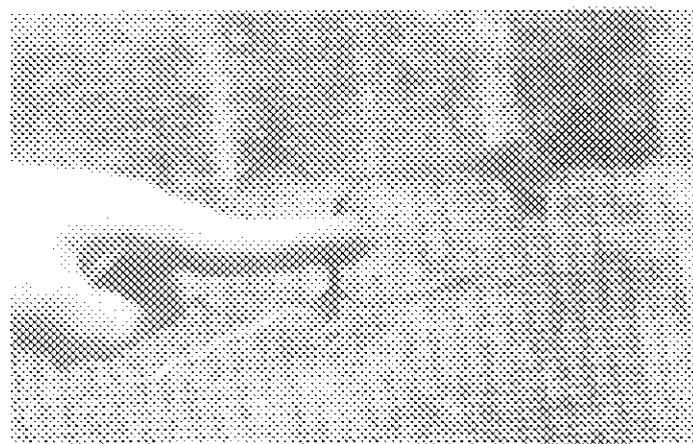


Fig. A7. Larvificación de estaca juvenil de *Termitaria oblonga* en arena y con aplicación de 0.2% de AIB.



Fig. A8. Enraizamiento de estaca juvenil de *Platyrrhynchon pennsylvanicum* en arena, con aplicación de 0.4% AIB, bajo luz directa y área foliar de 15 cm²



Fig. A9. Enraizamiento de estaca juvenil de *Platyrrhynchon pennsylvanicum* en arena, con aplicación de 0.4% AIB, bajo una capa de sarán y área foliar de 60 cm²

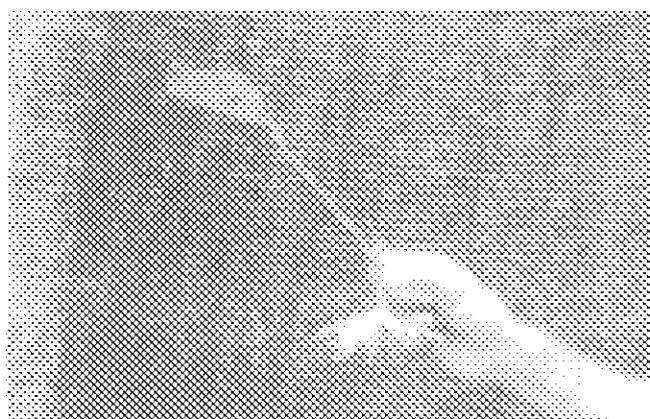


Fig. A10. Enraizamiento de estaca juvenil de *Hypericum ulmifolium* en arena, con aplicación de 1.6% AIB, bajo dos capas de sarán y área foliar de 50 cm²

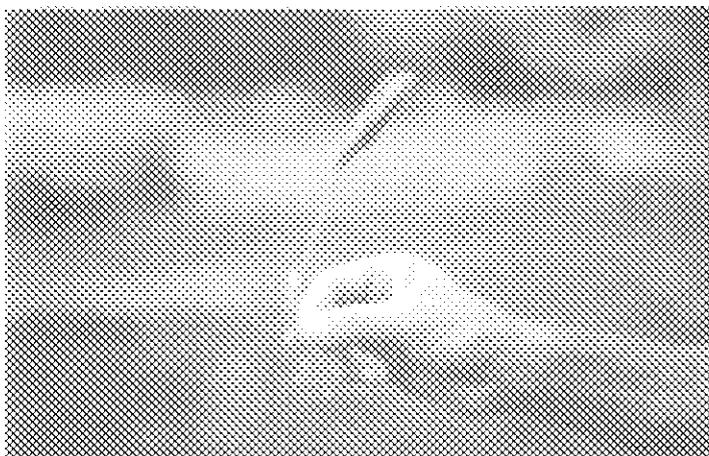


Fig. A.11. Fortalecimiento de crías juvenil de *Hydrochelidon* *leucorhynchos* en arena, con aplicación de 1.0% A/R, bajo luz directa y temperatura de 30°C.