

307608



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO

FACULTAD DE CIENCIAS

Efectos del ácido indolbutírico y de la estratificación
en la formación de callos y de raíces en estacas de
Bursera simaruba (L.) Sarg., *Gliricidia sepium* (Jacq.)
Kunth ex Walp. y *Omphalea oleifera* Hemsl., tres
especies potencialmente útiles para restauración
ecológica

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
B I Ó L O G A

P R E S E N T A:

X I M E N A G A R C Í A O R T H



DIRECTOR DE TESIS: BIOL. MARIO ALBERTO GONZÁLEZ MÉNDEZ

2002



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.



UNIVERSIDAD NACIONAL
AVENIDA DE
MEXICO

M. EN C. ELENA DE OTEYZA DE OTEYZA
Jefa de la División de Estudios Profesionales de la
Facultad de Ciencias
Presente

Comunico a usted que hemos revisado el trabajo escrito: "Efectos del ácido indolbutírico y de la estratificación en la formación de callos y de raíces en estacas de Bursera simaruba (L.) Sarg., Gliricidia sepium (Jacq.) Kunth ex Walp y Omphalea oleifera Hemsl., tres especies potencialmente útiles para restauración ecológica."

Realizado por Ximena García Orth

Con numero de cuenta 9854086-0, quién cubrió los créditos de la carrera de Biología

Dicho trabajo cuenta con nuestro voto aprobatorio.

Atentamente

Director de Tesis	
Propietario	Biol. Mario Alberto González Méndez
Propietario	Dra. Alma Delfina Lucía Orozco Segovia
Propietario	M. en C. María Guadalupe Barajas Guzmán
Suplente	Dra. Consuelo Bonfil Sanders
Suplente	M. en C. Raúl Contreras Medina

[Handwritten signatures: Mario Alberto González Méndez, Alma Delfina Lucía Orozco Segovia, María Guadalupe Barajas Guzmán, Consuelo Bonfil Sanders, Raúl Contreras Medina]

Consejo Departamental de Biología

Dra. Patricia Ramos Morales

FACULTAD DE CIENCIAS
U.N.A.M.



DEPARTAMENTO
DE BIOLÓGICA

Al Dr. Carlos Vázquez-Yánes

in memoriam

“ Todo cuanto es sensible a nuestros sentidos materiales, es Espíritu, quién en sí mismo es incognoscible e indefinible, pero que puede ser considerado como una mente infinita, universal y viviente. ”

El Kybalion

“ Cuando deseas una cosa, todo el Universo conspira para que puedas realizarla. ”

El Alquimista

Agradecimientos

Al Biol. Mario González, a la Dra. Alma Orozco, a la M. en C. Guadalupe Barajas, al M. en C. Raúl Contreras y a la Dra. Consuelo Bonfil, por las acertadas correcciones que hicieron a este trabajo y por fungir como jurado del mismo. Gracias por su confianza.

A Mario, porque sin él esta Tesis simplemente no existiría, por apoyarme siempre, por luchar contra el tiempo conmigo, por tu paciencia, de principio a fin. Muchas gracias por todo, Mario.

A la M. en C. Maria Esther Sánchez Coronado por sus muy útiles consejos para realizar el análisis estadístico de este trabajo, por su accesibilidad incondicional para resolver cualquier duda y por su calidez personal. Muchas gracias de todo corazón, Esthercita.

A la Dra. Alma Orozco por darme apoyo, ánimo y confianza desde el principio y hasta el fin de este proyecto, y por todos los detalles que amablemente resolvió para agilizar la realización del mismo.

A Barbas, Bola y Nando, por ser mi equipo infalible en la vida. Por ser mi motor y mi apoyo. Por darme todas las facilidades siempre. Gracias Familia, los amo.

A Edgar, por esas tardes en el Espacio, por no dejarme sola, por escucharme, por dejarme soñar y por soñar conmigo. Mil gracias, Castore.

A Liber y Elda, por acompañarme en todos los momentos de este trabajo, por alentarme a realizar mis planes y por hacerme ver que siempre estarán en mi vida. Gracias, N. y Bananera.

Al proyecto CONACYT UNAM G0011 – N9607 por el financiamiento de este trabajo y por la beca que recibí durante el mismo.

INDICE

RESUMEN	7
I. INTRODUCCIÓN	8
II. ANTECEDENTES	11
2.1 La restauración ecológica en el estado de Veracruz	12
2.2 Características de las especies útiles para restauración ecológica	12
2.3 Propagación vegetativa: ventajas y riesgos a largo plazo	13
2.4 Tipos de propagación vegetativa	14
2.5 Tipos de estacas	14
2.6 Papel de las auxinas en la fisiología vegetal	15
2.7 El ácido indolbutírico	16
2.8 Proceso de enraizamiento	16
2.9 Condiciones ambientales en el enraizamiento	17
2.9.1 Humedad	17
2.9.2 Temperatura	18
2.9.3 Estratificación	18
2.9.4 Luz	18
2.10 Estudios sobre propagación por estacas	19
III. MATERIAL Y MÉTODO	21
3.1 Sitio de estudio	22
3.2 Material biológico	23
3.2.1 <i>Bursera simaruba</i> (L.) Sarg. (1890) (Burseraceae)	23
3.2.2 <i>Gliricidia sepium</i> (Jacq.) Kunth ex Walp. (1842) (Fabaceae)	25
3.2.3 <i>Omphalea oleifera</i> Hemsl. (1882) (Euphorbiaceae)	27
3.3 Selección de los individuos	27
3.4 Procedimiento general	28

IV. RESULTADOS	31
V. DISCUSIÓN	45
5.1 La propagación vegetativa en la restauración ecológica	46
5.2 Relación entre tiempo de estratificación y la formación de callos y raíces	47
5.3 Relación entre la concentración de AIB y la formación de callos y raíces	48
5.4 Relación entre el diámetro y largo de la estaca y la formación de callos y raíces	48
5.5 Relación entre formación de callos y formación de raíces	49
5.6 Relación entre la sobrevivencia y la formación de callos y raíces	50
5.7 Factores que afectan la sobrevivencia de la estaca	51
VI. CONCLUSIONES	53
LITERATURA CITADA	55
APÉNDICE 1.	60
APÉNDICE 2.	63
APÉNDICE 3.	65

RESUMEN

Cada año, aproximadamente 15.4 millones de ha de bosques tropicales son seriamente degradados debido a la expansión agropecuaria y extracción de madera para combustible. Las pérdidas anuales de bosque cubren entre 0.6 y 1.1% de zonas tropicales, con las mayores pérdidas en bosque tropical perennifolio y caducifolio (Parrota *et al.*, 1997).

En México han aumentado gradualmente las extensiones de suelos degradados y erosionados (Vázquez-Yanes y Cervantes, 1993). Tal es el caso de la zona de Los Tuxtlas, Veracruz, donde los manchones de selva que conservan la vegetación original son cada vez menos numerosos (Dirzo y García, 1992).

Con el fin de recuperar la fertilidad del suelo, un microclima y un ciclo hidrológico similares a los originales, la restauración ecológica con especies nativas aparece como la mejor alternativa a largo plazo (Vázquez-Yanes y Batis, 1996). El presente trabajo estudia la propagación vegetativa de tres especies nativas de Los Tuxtlas: *Bursera simaruba*, *Gliricidia sepium* y *Omphalea oleifera*, como un posible método de restauración ecológica.

Se aplicaron 12 tratamientos conformados por las combinaciones de 0, 5000 y 10 000 ppm de AIB, y 0, 48, 96 y 144 hrs de estratificación a estacas de *B. simaruba*, *G. sepium* y *O. oleifera*, colectadas en Los Tuxtlas, y se registró la formación de callos, formación de raíces, presencia de hojas y sobrevivencia durante 6 meses.

B. simaruba presentó el mayor porcentaje de estacas con callo (51.39%) (n = 360). *G. sepium* presentó el mayor porcentaje de estacas con raíz (6.67%) (n = 360). *O. oleifera* presentó el mayor porcentaje de estacas con hojas (5.57%) (n = 360). *B. simaruba* y *G. sepium* presentaron la mayor sobrevivencia (alrededor del 90%). Se encontraron diferencias significativas entre tratamientos en *B. simaruba* ($F_{(11, 24)} = 4.579$; $p = 0.0009$), en *G. sepium* ($F_{(24, 11)} = 2.282$; $p = 0.0441$) y en *O. oleifera* ($F_{(11, 24)} = 3.982$; $p = 0.0023$) para la formación de callos.

A pesar de que tanto *B. simaruba* como *G. sepium* presentaron bajos porcentajes de callos y/o raíces, no se descarta la posibilidad de propagarlas vegetativamente considerando las recomendaciones de este trabajo. Para usar estacas de *O. oleifera* en un proyecto de restauración ecológica es necesario explorar alternativas de propagación bajo condiciones diferentes de las estudiadas en este trabajo.

I. INTRODUCCIÓN

A finales del Siglo XX se tenían registradas aproximadamente 3 500 millones de ha de selvas en el mundo. De esta área total, 2 000 millones de ha se encontraron en países en vías de desarrollo, la mayoría en las regiones tropicales y subtropicales (Anon, 1985). A pesar de que el área “original” de selva no es conocida con precisión, se estima que se ha perdido aproximadamente el 40% de ésta (FAO, 1997).

Cada año, aproximadamente 15.4 millones de ha de bosques tropicales son seriamente degradados debido a la expansión agropecuaria y extracción de madera para combustible. Las pérdidas anuales de bosque cubren desde 0.6 hasta 1.1% de zonas tropicales, con las mayores pérdidas en bosque tropical perennifolio y caducifolio (Parrota *et al.*, 1997).

En México, la tasa de deforestación de bosques tropicales perennifolios ha sido muy alta. De acuerdo con Masera *et al.* (1992), durante la década de 1980 a 1990 fueron desmontados poco menos de 600 mil ha de selvas tropicales cada año. La superficie deforestada anual para el bosque tropical caducifolio es de 322 mil ha anuales y de 237 mil ha para el perennifolio.

Masera *et al.*, (1992) estiman que el 48% de las 27.5 millones de toneladas de carbono emitidas por la deforestación durante 1985 provenían de selvas húmedas. En la región de Los Tuxtlas, Veracruz, los bosques tropicales conforman únicamente una fracción pequeña del paisaje. Hughes *et al.* (2000) demostraron que la conversión de bosques primarios a pastizales y campos de cultivo ha resultado en reducciones desde un 85 hasta un 95% de la vegetación. Asimismo, reportaron tasas anuales de deforestación por arriba del 4% en la región durante el período de 1967 a 1986, y estiman que el 84% del área ha sido talada. Ahora, el paisaje está conformado por una matriz de diferentes coberturas vegetales en donde los pastizales y las tierras de cultivo son dominantes, con algunos fragmentos esparcidos de bosques primarios y secundarios, pero limitados en extensión (Dirzo y García, 1992).

De acuerdo con Vázquez-Yánes y Batis (1996), con la restauración ecológica se pretende revertir los daños causados al ambiente por medio del establecimiento de una nueva cobertura vegetal constituida de especies nativas. Esta práctica aparece como buena alternativa a largo plazo y tiene beneficios ambientales y económicos: renovar la capacidad del manto freático para regular el volumen subterráneo de aguas, reducir la erosión terrestre

y conservar el suelo, y capturar el carbono suspendido en la atmósfera, entre otros. (Anon, 1985; Vázquez-Yánes y Cervantes, 1993). Las selvas no cuentan únicamente por sus servicios industriales y ecológicos, sino por su importancia dentro del orden y la belleza natural (Whitmore, 1993).

La propagación vegetativa es una herramienta útil en la restauración ecológica debido a que permite multiplicar plantas rápidamente, a bajo costo y evitando las etapas más vulnerables (germinación, emergencia, crecimiento y establecimiento) del ciclo de vida de los individuos. Además, dicha práctica permite la preservación de especies en peligro de extinción o con genotipos de interés ecológico o económico.

Bajo la suposición de que la aplicación de ácido indolbutírico (AIB) y el tiempo de estratificación posterior a la aplicación de fitohormonas aumentan la capacidad de las estacas para la formación de callos y raíces adventicias, el objetivo general del presente trabajo es evaluar la capacidad de formación de callos y de raíces en tres especies abundantes en la selva de Los Tuxtlas, Veracruz. Los objetivos particulares, derivados del anterior, son los siguientes:

- Evaluar el efecto del ácido AIB y el tiempo de estratificación en la formación de callos y raíces en estacas de *Bursera simaruba*.
- Evaluar el efecto del AIB y el tiempo de estratificación en la formación de callos y raíces en estacas de *Gliricidia sepium*.
- Evaluar el efecto del AIB y el tiempo de estratificación en la formación de callos y raíces en estacas de *Omphalea oleifera*.

II. A N T E C E D E N T E S

2.1 La restauración ecológica en el estado de Veracruz

El gobierno del estado de Veracruz ha implantado programas de reforestación que pretenden devolver las cualidades naturales al ecosistema mediante la introducción de especies conocidas mundialmente y generalmente exóticas, debido al rápido deterioro de las selvas tropicales (Cervantes, 1996). Sin embargo, la introducción de especies exóticas no representa una verdadera recuperación del ecosistema debido a que se eliminan totalmente las relaciones tróficas y productivas del ecosistema original. Es por ello que la restauración de ecosistemas se enfoca a la re-introducción de especies nativas a los sitios deteriorados (Evans, 1992).

La restauración exige investigar a fondo las características de las especies que resultan candidatos óptimos para preservar o recuperar las características del área. Asimismo, se debe tomar en cuenta la composición climática y las condiciones ambientales en general (Vázquez-Yánes y Batis, 1996).

2.2 Características de las especies útiles para restauración ecológica

De acuerdo con Gómez-Pompa y del Amo (1985), las plantas valiosas para la restauración ecológica que pueden mejorar con el tiempo la calidad de los suelos degradados, deberán tener las siguientes cualidades:

1. Ser de rápida propagación.
2. Resistir condiciones limitantes como baja fertilidad, sequía, suelos compactados, con pH alto o bajo, salinidad, etc.
3. Tener rápido crecimiento y buena producción de materia orgánica como hojarasca.
4. Tener alguna utilidad adicional a su efecto restaurador; por ejemplo, producir leña, buen carbón, forraje nutritivo, vainas comestibles, madera o néctar. Estas plantas, al presentar un beneficio para la sociedad local, no serían menospreciadas y destruidas.
5. Nula tendencia a adquirir una propagación malezoide, invasora, incontrolable.

6. Presencia de nódulos fijadores de nitrógeno o micorrizas que compensen el bajo nivel de nitrógeno, fósforo y otros nutrientes en el suelo.
7. Que tiendan a favorecer el reestablecimiento de las poblaciones de la flora y fauna nativas, proporcionándoles hábitat y alimento.

2.3 Propagación vegetativa: ventajas y riesgos a largo plazo

Se llama propagación vegetativa la multiplicación asexual de individuos que resulta en una progenie genéticamente idéntica a la planta madre. La reproducción asexual puede hacer posible que una especie se expanda rápidamente y con bajo costo en un ambiente al que se encuentre bien adaptada (Fosket, 1994). Dicha multiplicación es posible gracias a que cada célula de la planta contiene la información genética necesaria para generar una planta completa nueva. A esta cualidad celular se le llama totipotencialidad (Hartmann y Kester, 1999). Esto se debe a que el genoma celular se mantiene inalterado, a pesar de la diferenciación que ocurre gracias a la regulación de expresión genética (Taiz y Zeiger, 1998). Si se aplican determinadas presiones ambientales, se puede lograr la expresión de un fenotipo diferente al expresado con anterioridad (Fosket, 1994).

Cuando se desea conservar un genotipo determinado, la propagación vegetativa es popular entre los métodos de propagación. Numerosas especies han sido propagadas vegetativamente por largos períodos con el fin de ofrecer al mercado los genotipos de mejor calidad y, por lo tanto, mayor demanda. Tal es el caso del higo (*Ficus carica*), el olivo (*Olea europea*), el durazno (*Prunus armeniaca*), algunas zarzas (*Rubus spp.*), etc. (Hartmann y Kester, 1999).

Sin embargo, es posible que la uniformidad genética impida una respuesta adecuada a las presiones del ambiente físico y biótico, y esto puede representar, a largo plazo, una desventaja importante para la productividad y conservación de la especie. Tal es el caso de *Agave victoria-reginae* en la actualidad, donde el 'cuello de botella genético' al que ha llegado por una exhaustiva propagación vegetativa ha resultado desventajoso (Acosta *et al.*, 1996).

2.4 Tipos de propagación vegetativa

La propagación vegetativa se puede llevar a cabo por diversos métodos, los cuales son seleccionados según las características de las plantas originales. Las estacas, esquejes y acodos, incluyendo todas sus variantes, son maneras de propiciar el desarrollo de raíces en diferentes órganos de la planta, con el fin de crear un individuo completamente nuevo, pero idéntico a la planta madre (Iglesias *et al.*, 1996). Esto permite reproducir rápidamente especies nativas del sitio que se desea restaurar, con el fin de devolver a la localidad la composición de especies original y posiblemente con ello, algunos de los servicios ambientales incluidos.

El método de propagación vegetativa por medio de estacas de tallo ha sido utilizado con buenos resultados en países como Venezuela, Costa Rica y Brasil, y el éxito del método ha sido relacionado al tamaño y tipo de estaca, al sustrato de enraizamiento y al uso de reguladores de crecimiento (San Miguel *et al.*, 1999).

2.5 Tipos de estacas

Comúnmente se le llama estaca a la parte de la planta que es separada de la planta madre para formar un clon idéntico a la misma. Las estacas se hacen de partes vegetativas como tallos, rizomas, tubérculos, cormos, bulbos, hojas o raíces. Las estacas de tallo pueden ser herbáceas, de madera suave, semidura o dura, en cuyo caso se dividen en caducifolias o perennifolias de hoja ancha y siempreverdes de hoja angosta. La dureza de la madera está relacionada con la densidad de la misma. A continuación se ejemplifican los diferentes tipos de estacas (Hartmann y Kester, 1999).

Estacas de Madera Dura:

- Durazno (*Prunus armeniaca*)
- Ciruelo (*Prunus domestica*)
- Alamo (*Populus spp.*)
- Higuera (*Ficus carica*)

Estacas de Madera Semidura:

- Camelia (*Camellia japonica*)
- Cítrico (*Citrus spp.*)
- Olivo (*Olea europea*)

Estacas de Madera Suave:

- Arce (*Acer spp.*)
- Manzano (*Malus domestica*)
- Pera (*Pyrus communis*)
- Cereza (*Prunus avium*)

Estacas Herbáceas:

- Geranio (*Pelargonium spp.*)
- Col (*Brassica oleracea* var. *capitata*)
- Clavel (*Dynathus caryophyllus*)

Estacas de Hoja:

- Frambuesa (*Rubus idaeus*)
- Zarzamora (*Rubus fruticosus*)
- Amapola (*Hibiscus spp.*)

2.6 Papel de las auxinas en la fisiología vegetal

Las hormonas vegetales o fitohormonas son sustancias que existen en las plantas de manera natural y facilitan la comunicación intercelular. Son efectivas en bajas concentraciones y actúan como señales para inhibir o regular el crecimiento o desarrollo (Kende y Zeevaart, 1997). Son moléculas pequeñas, con pesos moleculares bajos. En muchos casos, las fitohormonas son efectivas en tejidos específicos, y éstos pueden ser diferentes de los tejidos donde fueron producidas (Fosket, 1994).

Las siguientes moléculas o grupos de moléculas han probado tener un efecto poderoso en algunos aspectos del crecimiento vegetal y desarrollo: las auxinas, las giberelinas, las citokininas, el ácido abscísico, el etileno, los brasinólidos, las tiaminas, la sistemina péptida, los oligosacáridos, el ácido jasmónico, el jasmonato de metilo y ciertos compuestos fenólicos (Fosket, 1994).

De las moléculas mencionadas anteriormente, cinco son generalmente reconocidas como fitohormonas: las auxinas, las giberelinas, las citoquininas, el ácido abscísico y el etileno. De ellas, las auxinas son las que ejercen mayor efecto en la formación de raíces en estacas (Hartmann y Kester, 1999).

Las auxinas participan en el crecimiento del tallo, la formación de raíces, la inhibición de yemas laterales, la abscisión de hojas y frutos y en la activación de células del cámbium (Hartmann y Kester, 1999). Existen otras auxinas naturales en plantas superiores, pero el ácido indolacético (AIA) se considera por mucho la más importante (Taiz y Zeiger, 1991).

2.7 El ácido indolbutírico

El ácido indolbutírico (AIB) es una auxina natural (también producida de manera sintética) que ha sido identificada en numerosas especies tales como *Arabidopsis*, chícharo, tabaco y otras (Kende y Zeevaart, 1997). En estas plantas, el nivel de AIB libre es comparable con el nivel de AIA libre, lo que sugiere que el AIB es fisiológicamente relevante (Poupart y Waddell, 2000).

Algunos estudios recientes han concluido que el efecto de AIB aplicado exógenamente es más efectivo que el AIA en la formación de raíces adventicias, es por ello que el AIB se ha convertido en la auxina preferida para estimular la formación de raíces en estacas y en cultivo de tejidos (Hartmann y Kester, 1999).

2.8 Proceso de enraizamiento

El enraizamiento envuelve una secuencia de eventos fisiológicos e histológicos, los cuales pueden ser divididos en dos fases:

- 1) La formación del meristemo radical, que involucra procesos internos de la estaca.

- 2) El crecimiento y elongación, fase durante la cual el ápice radical avanza hacia afuera a través de la corteza y finalmente emerge de la epidermis (Hartmann y Kester, 1999).

Para el caso del enraizamiento de estacas de vid, se identifican tres procesos: formación de callos, de raíces y aparición de yemas (Bautista y Vargas, 1983). Los callos son masas irregulares de células de parénquima en varios estados de lignificación (Hartmann y Kester, 1999) que generalmente se forman en la base de la estaca.

Los procesos anteriores son independientes: el callo se origina de células situadas entre la región adyacente del cámbium y del floema, las raíces en su mayoría se originan de los tejidos cercanos al cámbium interfascicular, tanto nudo como entrenudo, y el proceso de aparición de yemas puede preceder al enraizamiento, sin embargo una respuesta no es dependiente de la otra (Bautista y Vargas, 1983).

La mayor habilidad del enraizamiento en los tallos tratados con AIB está relacionada con el incremento de la actividad del cámbium y el subsecuente aumento del tejido parenquimatoso de mayor actividad metabólica en el tallo, circunstancia que puede incidir favorablemente en la disponibilidad de carbohidratos solubles durante el proceso de enraizamiento, efecto conocido de las auxinas (Laskowski y Bautista, 1999).

2.9 Condiciones ambientales en el enraizamiento

2.9.1 Humedad

La turgencia es una condición que se mantiene por el contenido de agua en las células de las yemas que desarrollarán raíces. Mantener tanto la humedad ambiental como la del sustrato permite a las estacas no desecarse antes de generar órganos especializados de absorción, como las raíces, y que sus células permanezcan turgentes. (Taiz y Zeiger, 1991). El agua contenida en las células puede perderse por transpiración si se conservan numerosas hojas en la estaca que se pretende enraizar, es por ello que se deben eliminar las hojas o conservar poca área foliar (Hartmann y Kester, 1999). Se recomienda una humedad

relativa del 60% para la propagación de estacas (Iglesias *et al.*, 1996, Palanisamy y Kumar, 1997).

En las estacas que enraizan con facilidad, el agua absorbida por las raíces nacientes compensa el agua que se pierde por las hojas. Las pérdidas de agua por las hojas deben reducirse al mínimo, y para reducir la transpiración la presión del vapor de agua que circunda a las hojas debe mantenerse casi igual a la existente en los espacios intercelulares del interior de la hoja (Hartmann y Kester, 1999).

Las estacas pueden ser mantenidas dentro de un invernadero o al exterior, pero deben recibir riego frecuente y humedad ambiental alta y constante. Se puede optar por el medio de propagación bajo niebla, donde microaspersores surtirán vapor de agua en la cantidad necesaria (Hartmann y Kester, 1999, Bautista *et al.*, 1981).

2.9.2 Temperatura

La temperatura debe mantenerse constante y cuidar que no aumente en exceso, especialmente en días soleados. Usualmente las especies requieren de una temperatura de 21 a 27 °C, con temperaturas nocturnas alrededor de 15°C. Las altas temperaturas pueden provocar un aumento en la transpiración de la estaca, llevando a su desecación y muerte (Hartmann y Kester, 1999, Iglesias *et al.*, 1996).

2.9.3 Estratificación

En algunas ocasiones no es posible colocar a las estacas en el sustrato en que serán enraizadas inmediatamente después de la colecta. Para conservar las estacas en almacenamiento se recomienda un tratamiento de estratificación (Hartmann y Kester, 1999), que consiste en conservar a las estacas en aserrín o arena ligeramente húmedos, a una temperatura de 4°C. Cuando se combinan los reguladores de enraizamiento y estratificación se obtiene hasta un 16.6 % de enraizamiento, porcentaje mayor al obtenido únicamente con la aplicación de fitohormonas (Iglesias *et al.*, 1996).

2.9.4 Luz

La cantidad e intensidad de luz que reciben las estacas está íntimamente relacionada con la temperatura y, por lo tanto, la pérdida de agua por transpiración. Con el fin de reducir la pérdida de agua por transpiración, la luz debe ser filtrada en un experimento de enraizamiento (Bautista *et al.*, 1981). Palanisamy y Kumar (1997) determinaron que una radiación de 7% produjo enraizamiento del 63% en *Azadirachta indica*, contra un 12% de enraizamiento en condiciones normales (100% de radiación). La proporción de sombra recomendada por Hartmann y Kester (1999) es de 60 – 70% para enraizamiento de estacas.

2.10 Estudios sobre propagación por estacas

Numerosos autores han reportado resultados referentes a la propagación vegetativa de especies locales, tanto silvestres como domesticadas. Bautista y Vargas (1983) trabajaron con estacas de *Vitis spp.* var. 'criolla negra', probando diferentes ambientes de estratificación como temperatura ambiente (24°C aprox.), cámara fría (5°C aprox.) y combinaciones de sombra y luz normal.

Díaz *et al.* (1994), hicieron trabajos con estacas de *Pachecoa venezuelensis*, y probaron diferentes concentraciones de AIB, presencia y ausencia de hojas, y diferentes tipos de propagadores, en tanto que analizaron el número y calidad de raíces producidas por las estacas.

Puri y Verma (1996) trabajaron con estacas de *Dalbergia sissoo*, y analizaron diferencias en el enraizamiento de acuerdo al tipo de madera (suave o dura) que conformaba a la estaca.

Mesén *et al.* (1997) estudiaron diferentes sustratos de enraizamiento, concentración de AIB y origen del corte en estacas de *Cordia alliodora*. Poliszulk *et al.* (1999) experimentaron con diferentes concentraciones de ANA y AIB en estacas de *Bucida buceras*.

Laskowski y Bautista (1999) experimentaron con estacas de *Malpighia emarginata* y probaron diferentes concentraciones de AIB. Dichos autores exploraron las características histológicas de las raíces producidas por las estacas con el fin de determinar las variaciones de las raíces de acuerdo a la concentración de AIB aplicada.

Palanisamy y Kumar (1997) experimentaron con estacas de *Azadirachta indica* probando diferentes posiciones y tamaño de la estaca, así como factores ambientales. La velocidad y proporción de ocurrencia de la formación del meristemo apical, crecimiento y elongación del ápice varió de acuerdo a la especie; sin embargo, la aplicación exógena de ácido indolbutírico bajo condiciones controladas de humedad (nebulización) incrementó positivamente el proceso (Laskowski y Bautista, 1999).

De acuerdo con Alegre *et al.* (1998) el enraizamiento de estacas de diferentes especies está directamente relacionado con la fisiología, genética y ecología de cada especie, así como con la edad de la planta donante, la época de colecta del material y las condiciones de reproducción. Asimismo, la reacción a la aplicación de AIB difiere entre especies (Iglesias *et al.*, 1996).

La variación en la aparición de raíces puede estar influida por gradientes en el largo y ancho de la estaca, lo que determina la concentración de carbohidratos contenidos en la estaca antes y después del corte (Leakey *et al.*, 1994 en Mesén *et al.*, 1997).

El tamaño de la estaca es un factor que puede resultar determinante en el enraizamiento. San Miguel *et al.* (1999) comprobaron que un largo de 20 cm es adecuado para estacas de onoto (*Bixa orellana*). Un largo no mayor a 30 cm y un diámetro de 1 a 3 cm son adecuados para estacas de madera semidura. Sin embargo, independientemente del largo de la estaca, ésta debe de poseer al menos dos nudos, uno distal y uno proximal, los cuales pueden dar lugar a raíces y hojas (Hartmann y Kester, 1999).

III. M A T E R I A L Y
M É T O D O

3.1 Sitio de estudio

El estudio se llevó a cabo en la Estación Biológica de Los Tuxtlas, en la región que lleva el mismo nombre, en el estado de Veracruz. Se encuentra ubicada en la zona sur del estado, en la Sierra de San Martín, en las coordenadas 18° 27' N y 95° 13' W, a una altura de 300 m.s.n.m. Limita al norte con el Golfo de México; al este con Catemaco; al sur con Hueyapan de Ocampo y al oeste con Santiago Tuxtla y Ángel R. Cabada. La distancia aproximada a la capital del estado es de 275 km por carretera (Nelson y González-Caver, 1992).

La actividad volcánica de Los Tuxtlas inició aproximadamente hace 7 millones de años y ha continuado hasta un pasado reciente con aumento en los últimos miles de años (Nelson y González-Caver, 1992). Las erupciones históricas ocurrieron en 1664 y 1793 (Mooser, 1958). Los suelos han sido clasificados como bien drenados, de textura gruesa o andosoles vítricos con cenizas volcánicas (Chizon, 1984). El suelo de los bosques está pobremente desarrollado, contiene altas concentraciones de materia orgánica, y es débilmente ácido (intervalo de pH 6.1-6.5) (Bongers *et al.*, 1988).

El clima está clasificado como cálido y húmedo (Aw') (García, 1970); la temperatura media anual es de 27°C y la precipitación anual es de 2000 a 4500 mm³ (Dirzo, 1987). Las temperaturas medias mensuales son de 16°C mínima durante diciembre y enero, y de 32°C máxima durante julio y agosto (Ibarra-Manríquez y Sinaca-Colín, 1987). La precipitación es mayor durante junio a febrero, donde el promedio mensual es de 486.2 mm³, y está interrumpida por una temporada seca entre marzo y mayo, donde el promedio mensual es de 117 mm³ (Ibarra-Manríquez y Sinaca-Colín, 1987).

El tipo de vegetación de Los Tuxtlas es definido como selva alta perennifolia (Miranda y Hernández-X, 1963). Es un bosque diverso, en mayor proporción perennifolio que caducifolio, con árboles de hasta 30-35 m de altura. En el suelo del bosque hay manchas densas de plántulas y lianas; hierbas y helechos (Dirzo, 1987). Se le considera en la actualidad la fracción de selva alta más norteña del continente americano (Dirzo y Mirya, 1991).

3.2 Material biológico

En este estudio se trabajó con tres especies arbóreas que cumplen con algunas de las características establecidas por Gómez-Pompa y del Amo (1985): producción de follaje aprovechable como forraje, producción de hojarasca, rápida propagación y otras cualidades descritas a continuación. Dichas especies son *Bursera simaruba*, *Gliricida sepium*, y *Omphalea oleifera*, nativas de la selva de Los Tuxtlas.

3.2.1 *Bursera simaruba* (L.) Sarg. (1890) (Burseraceae)

Clase: **Magnoliopsida**
Subclase: **Rosidae**
Orden: **Sapindales**
(Cronquist, 1988)

Árbol dioico o polígamo-dioico, de 4 a 30 (35) m de alto, resinoso y aromático, tronco hasta de 12 m de diámetro, su corteza externa rojiza, café rojiza o verdosa, exfoliante en tiras delgadas; ramas jóvenes glabras o pubescentes; hojas con (3) 5 a 9 (10) foliolos, peciolo acojinado en la base, hasta de 10 cm de largo, raquis sin alas, sus segmentos de 2 a 5 cm de largo, peciólulos de (2) 3 a 13 (30) mm de largo, foliolos mayormente lanceolados u oblongos, variando a ovados, obovados o elípticos, los laterales por lo común notablemente asimétricos, de 4 a 9 (15) cm de largo y 1.8 a 3.5 (8) cm de ancho, por lo general acuminados o caudaloacuminados en el ápice, base cuneada a truncada, comúnmente oblicua, margen entero con (6) 8 a 15 pares de nervaduras secundarias arqueadas hacia el extremo distal conformando una nervadura marginal más o menos bien definida de cada lado, prominentes en el envés, las nervaduras terciarias anastomosándose, firmemente membráceas o cartáceas, de color verde oscuro y a menudo brillantes en el haz, más pálidos y opacos en el envés, totalmente glabros o algo pubescentes en el envés; flores masculinas en panículas tirsiformes o pseudoracimos hasta de 20 (28) cm de largo, pedicelos filiformes, de 2 a 5 mm de largo, flores (4) 5 meras, lóbulos del cáliz triangular ovados, de ± 0.6 mm de largo, pétalos elípticos, de color crema, blanquecino o verdoso, de 2 a 3 mm de largo, cuculados, encorvados en el ápice, filamentos

de 1.5 a 2 mm de largo, anteras oblongas, de \pm 1 mm de largo; inflorescencias femeninas hasta de 14 cm de largo, con frecuencia racemiformes, las flores 3 (4) meras, similares a las masculinas, pétalos anchamente elípticos, estaminodios con filamentos de menos de 1 mm de largo, las anteras también de menos de 1 mm de largo, ovario trilocular, glabro, estigma trilobado; flores hermafroditas a veces presentes, similares a las masculinas, pero con el pistilo funcional; infrutescencias hasta de 15 cm de largo, pedicelos notablemente engrosados, estos últimos hasta de 15 mm de largo, "drupa" globosa u ovoide y ligeramente tricuetra, glabra, de 10 a 15 mm de largo, rojiza o café – rojiza en la madurez, la semilla totalmente cubierta por el pseudoarilo rojo o anaranjado (Rzedowsky y Féfer, 1992).

Árbol frecuente y a menudo codominante en el bosque tropical caducifolio y subcaducifolio, donde habita suelos derivados de rocas sedimentarias marinas. Alt. 250 – 1200 m. Florece de febrero a mayo (agosto). Permanece con follaje de (marzo) mayo a noviembre (febrero); el largo de este período varía mucho en función del clima (Rzedowsky y Féfer, 1992).

Taxón ampliamente distribuido en las porciones cálidas y húmedas a semihúmedas, desde el extremo sur de E.U.A. y ambas vertientes de México hasta el NE de Sudamérica. Florida; Son., Sin., Tamps., S.L.P., Gto., Hgo., Nay., Jal., Col., Mich., Pue., Ver., Gro., Oax., Tab., Chis., Camp., Yuc., Q.R.; Centroamérica, las Antillas; Sudamérica (Rzedowsky y Féfer, 1992).

Este árbol se usa en algunas partes de Veracruz para formar cercas vivas, ya que las ramas convenientemente enterradas dan lugar a plantas nuevas con relativa facilidad, y también como diurético en la medicina veterinaria. La madera no es de las más apreciadas, pues, si bien es ligera y fácil de trabajar, tiende a mancharse y, de no secarse de inmediato, no perdura por mucho tiempo. En la literatura se indica que se emplea para la fabricación de chapas, de madera terciada y comprimida, de mangos de herramientas, cajas, cerillos, palillos y para la construcción ligera. En otros segmentos de su área de distribución se le atribuye una gran variedad de propiedades medicinales y la resina, al menos en tiempos pasados, se utilizaba como pegamento, barniz y preservativo de la madera y también como

incienso. Se registra asimismo el uso de frutos como alimento para aves y puercos (Rzedowsky y Féfer, 1992).

Efectos restauradores (Benavides, 1994):

1. Drenaje de tierras inundables.
2. Conservación de suelo / control de la erosión.
3. Estabiliza bancos de arena.

Servicios (Pennington y Sarukhán, 1998):

1. Barrera rompevientos.
2. Cerca viva en los agrohábittats. Junto con *Gliricidia sepium* es la especie más frecuentemente usada como cerca viva en las zonas tropicales de México.
3. Ornamental a lo largo de las carreteras y en las calles de zonas urbanas y rurales. Por su corteza de color atractivo se ha empleado como árbol ornamental en el Sur de Florida.

3.2.2 *Gliricidia sepium* (Jacq.) Kunth ex Walp. (1842) (Fabaceae)

Clase: **Magnoliopsida**

Subclase: **Rosidae**

Orden: **Fabales**

(Cronquist, 1988)

Encontrada en orillas de colinas, orillas de caminos, en algunas ocasiones en caliza, generalmente arvense, de bosque tropical caducifolio junto con *Cordia*, *Tabebuia*, *Cochlospermum*, *Bursera*, *Hura*, *Amphipterygium*, algunas veces con cacti arborescentes e *Ipomea*, tierras bajas y pie de montaña en la pendiente del Pacífico, mayormente desde el nivel del mar hasta 300 m, algunas veces ascendiendo hasta 1300 m en el valle del Río de

Santiago, floreciendo en noviembre – mayo al tiempo que el árbol no tiene hojas, o en nudos sin hojas, el fruto madurando en febrero – junio (McVaugh, 1987).

Árbol mayormente 5 – 10 m de alto, el tronco hasta 15 (30) cm de diámetro; ramas pubescentes al menos cuando jóvenes, las hojas en desarrollo al inicio densamente sedosas con pelos cobrizos y plateados, pronto glabras; hojas 15-25 cm de largo, caducifolias; láminas foliares 7-17, lanceoblongas a ovadas o burdamente elípticas, 3-7 (10) cm de largo, 1-3 (4.5) cm de ancho, angostas en ambos extremos u obtusamente acuminadas en el ápice, pálidas y levemente salpicadas de manchas moradas en el envés (al menos cuando secas); racimos 5-10 (15) cm de largo, densamente floreados casi hasta la base; las flores usualmente 25-50, 1.5-2.5 cm de largo con pedicelos de 3-8 cm de largos; cáliz café oscuro rojizo, atenuado en la base, la parte expandida 3-5 mm de alto, 4-7 mm de ancho, los dientes minúsculos; corola brillante en rosado a casi blanco, ovario glabro; legumbre 10-20 cm de largo, 1-2 cm de ancho, en una vaina corta, mayormente con 3-7 semillas, las valvas con margen grueso, rígidas y espiraladas después de separarlas; semillas de 8-12 mm de largo (McVaugh, 1987).

Perennifolio en selva húmeda. Florece en Los Tuxtlas de marzo a mayo. En su ámbito natural la floración es relativamente uniforme, presenta nódulos fijadores de nitrógeno en las raíces, cuyo simbionte es *Rhizobium* y/o *Bradyrhizobium* (Brewbaker *et al.*, 1983). Especie con potencial para reforestación productiva en zonas secas y áridas. Es una de las especies multipropósito más populares en el área centroamericana, con amplio potencial para la reforestación (Pennington y Sarukhán, 1998).

Efectos restauradores (Benavides, 1994):

1. Acolchado de hojarasca. Producción de abono verde proveniente de la hojarasca y el desrame.
2. Conservación de suelo, disminuye la erosión, con la caída de sus hojas ayuda a conservar el agua subterránea.
3. Fijación de nitrógeno. Ha demostrado una adecuada capacidad de fijación de nitrógeno atmosférico (13 kg N/ha/año).
4. Recuperación de terrenos degradados.

Servicios (Ibarra Manríquez y Sinaca Colín, 1987):

1. Barrera rompevientos
2. Cerca viva en los agrohábitats. Gran parte de las cercas de terrenos agrícolas y ganaderos de las zonas tropicales están formadas de *G. sepium*.
3. Ornamental por la belleza de sus flores de color rosado o blanco.
4. Barrera contra incendios. En Indonesia la planta se ha empleado como barrera contra fuego, pues presenta buena resistencia a éste.
5. Sombra. La especie es ideal para sombreado permanente o transitorio, debido a que tiene ramas largas y muchas hojas. Planta de sombra en plantaciones de cacao, café, té, vainilla y pimienta negra.

3.2.3 *Omphalea oleifera* Hemsl. (1882) (Euphorbiaceae)

Clase: **Magnoliopsida**

Subclase: **Rosidae**

Orden: **Euphorbiales**

(Cronquist, 1988)

Árbol caducifolio (Dirzo y Mota-Bravo, 1997) que alcanza hasta 30 m de altura y diámetro normal de hasta 1 m, tronco cilíndrico y copa redonda. Planta monoica, con hojas dispuestas en espiral, simples, láminas de 13 por 14 cm a 25 por 27 cm ampliamente ovaladas, margen entero, ápice obtuso, base cordada, de color verde intenso en el haz y más pálidas en el envés, glabras en ambas superficies, con nervadura palmada de 5-6 nervios desde la base, muy prominentes en el envés (Ibarra-Manríquez y Sinaca-Colín, 1987). Flores monóicas, verdosas, en panículas con brácteas, las ramas puberulentas; brácteas oblongas, pecioladas, hasta de 2.5 cm de largo, puberulentas; 4 sépalos, decusados, orbiculares, ciliados; 2 estambres; ovario glabro; fruto subgloboso, verde o amarillento, 3 cm o más de diámetro, 3 semillas, muy grandes, negruzcas (Standley y Steyermark, 1949). La floración ocurre típicamente entre enero y mayo. Los frutos maduran de marzo a mayo, pero pueden permanecer en el árbol muchos meses más (Pennington y Sarukhán, 1998). Se encuentra en Veracruz, Oaxaca y Chiapas. Fuera del país se le localiza en Guatemala



BIBLIOTECA
INSTITUTO DE ECOLOGIA
UNAM

(Ibarra-Manríquez y Sinaca-Colín, 1987) y también se le conoce en El Salvador (Dirzo y Mota-Bravo, 1997).

No se han descrito los efectos restauradores ni los servicios ambientales de esta especie.

3.4 Selección de los individuos

Los individuos donadores de cada especie se seleccionaron mediante un recorrido por la Reserva de la Biósfera de Los Tuxtlas durante el mes de septiembre de 2001. Se eligieron individuos que presentaran en general un aspecto saludable, es decir, sin evidencia de patógenos, con corteza uniforme y follaje denso. Se colectaron estacas maduras, cuidando no colectar tejidos demasiado suaves o jóvenes ni tejidos demasiado gruesos o viejos.

En el caso de *B. simaruba* y *G. sepium*, se colectaron estacas de aproximadamente 30 individuos, tomando las puntas de una o dos ramas por individuo. Ambas especies son sumamente abundantes en la selva de Los Tuxtlas, por lo que la cobertura afectada debido al muestreo fue mínima. En cambio, debido a la inaccesibilidad de las ramas de individuos adultos de *O. oleifera*, se muestrearon aproximadamente 15 individuos jóvenes, eliminando alrededor del 80% de cobertura.

3.5 Procedimiento general

Se cortaron estacas de tejidos maduros de los individuos previamente seleccionados de cada especie. Se procuró cortar estacas de 20 a 30 cm de largo y no menores a 1 cm de diámetro, pues esto resulta fundamental en la sobrevivencia (Palanisamy y Kumar, 1997). Inmediatamente después del corte, se aplicaron 3 concentraciones de AIB diferentes: 0, 5000 y 10 000 ppm. Se utilizó esta auxina producida sintéticamente y en presentación comercial Radix 10 000 ppm. Para obtener la concentración de 5 000 ppm se efectuó una dilución al 50% Radix 10 000 y 50% talco. Para el grupo testigo se utilizó talco puro. Se introdujo la estaca en el polvo hasta hacer ligero contacto con la superficie de corte del extremo inferior.

Se aplicaron 4 tiempos de estratificación diferentes: 0, 48, 96 y 144 hrs en una cámara de enfriamiento con una temperatura mínima de 4 °C y máxima de 10 °C. Según el tiempo de estratificación, eventualmente la estaca fue introducida verticalmente, con el extremo impregnado de AIB hacia abajo, aproximadamente 10 cm, en el sustrato.

La colecta inicial consistió en 1080 estacas (360 estacas de cada especie), de las cuales 30 fueron colocadas en uno de los tratamientos de estratificación con su respectiva combinación de fitohormonas. Las estacas control no tuvieron estratificación ni fitohormonas. Se hicieron 3 réplicas de 10 estacas cada una por tratamiento. Se aplicaron 12 tratamientos por especie. Las combinaciones de AIB y estratificación por tratamiento se pueden observar en la Tabla 1.

Tabla 1. Número de tratamiento y la combinación de factores correspondiente.

Tratamiento	Estratificación	[AIB]
T1	0 hrs	0 ppm
T2	0 hrs	5000 ppm
T3	0 hrs	10 000 ppm
T4	48 hrs	0 ppm
T5	48 hrs	5000 ppm
T6	48 hrs	10 000 ppm
T7	96 hrs	0 ppm
T8	96 hrs	5000 ppm
T9	96 hrs	10 000 ppm
T10	144 hrs	0 ppm
T11	144 hrs	5000 ppm
T12	144 hrs	10 000 ppm

El sustrato de estacado consistió en una mezcla de agrolita y vermiculita en proporción de volumen 1:1, colocada en bolsas de polietileno negro de 24 por 24 cm llenadas a $\frac{3}{4}$ partes de capacidad. Una vez que las estacas estuvieron en el sustrato, se regaron con agua y se colocaron en anaqueles, en un invernadero con nebulización de agua, en el Instituto de Ecología de la UNAM.

El riego se efectuó cada tercer día, mientras que las observaciones de las estacas se hicieron cada 15 días. Se registró la presencia / ausencia de callos y raíces en cada medición. Se midió inicialmente el diámetro y largo de la estaca.

En el invernadero se colocó una malla de sombra del 50% encima del techo para evitar el sobrecalentamiento en el interior. La temperatura media del invernadero fue de 24°C y la humedad relativa fue de aproximadamente 60%. Se consideró la presencia de callo en la estaca cuando éste fue identificable a simple vista.

El diseño experimental fue completamente aleatorio. Los resultados se analizaron por medio de ANOVAS y Análisis de Correlación con el programa Statgraphics Versión 5.0 (Copyright 1985 – 1991).

IV. R E S U L T A D O S

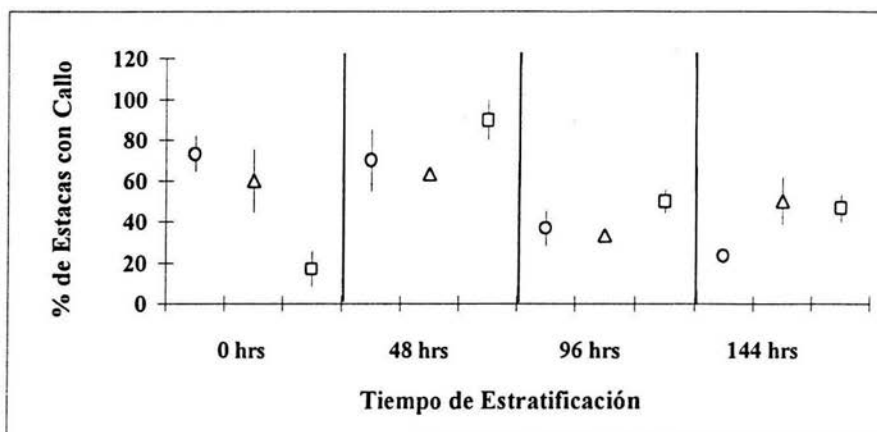


Fig. 1. Efecto de la concentración de fitohormonas y el tiempo de estratificación en el desarrollo de callos en estacas de *B. simaruba*. Las concentraciones de AIB fueron: 0 (○), 5000 (△) y 10 000 (□) ppm y el tiempo de estratificación se indica en la figura. Las barras indican el error estándar.

En los análisis de varianza realizados para la formación de callos, *Bursera simaruba* presentó diferencias significativas entre tratamientos ($F_{(24, 11)} = 4.579$; $p = 0.0009$). La combinación de 48 hrs de estratificación y 10 000 ppm de AIB presentó el valor más alto: 93.33% de estacas con callo. Los tratamientos que consistieron en 0 hrs y 10 000 ppm, y 144 hrs y 0 ppm presentaron los valores más bajos; alrededor de 20% de estacas con callo cada uno (Fig. 1).

La especie *B. simaruba* presentó el mayor porcentaje de estacas con callo hasta las 6 semanas del establecimiento en sustrato (14.93%). El resto de las mediciones presentaron porcentajes de alrededor del 5% de una manera constante hasta el final del experimento (Apéndice 1).

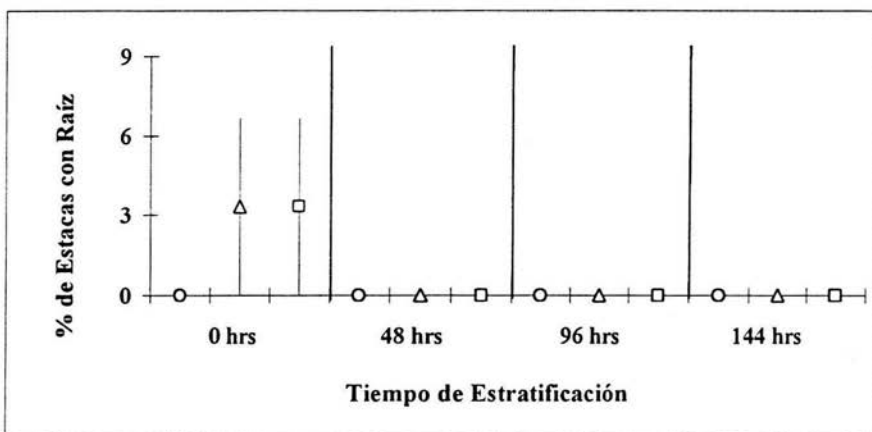


Fig. 2. Efecto de la concentración de fitohormonas y el tiempo de estratificación en el desarrollo de raíces en estacas de *B. simaruba*. Las concentraciones de AIB fueron: 0 (○), 5000 (△) y 10 000 (□) ppm y el tiempo de estratificación se indica en la figura. Las barras indican el error estándar.

B. simaruba no presentó diferencias significativas entre tratamientos para la formación de raíces ($F_{(24, 11)} = 0.909$; $p = 0.5465$). Las estacas que presentaron raíces fueron tratadas con 0 hrs de estratificación y con 5000 y 10 000 ppm de AIB. No se presentaron estacas con raíz en los otros tratamientos (Fig. 2).

A pesar de que dos tratamientos presentan estacas con raíz, se debe observar que son valores sumamente bajos, apenas de 3.7%. *B. simaruba* presentó los valores más altos de estacas con callo, pero los valores más bajos de estacas con raíz, con respecto a *Gliricidia sepium* y *Omphalea oleifera*.

Esta especie no presentó diferencias significativas de sobrevivencia entre tratamientos, la cual se mantuvo alrededor del 90%.

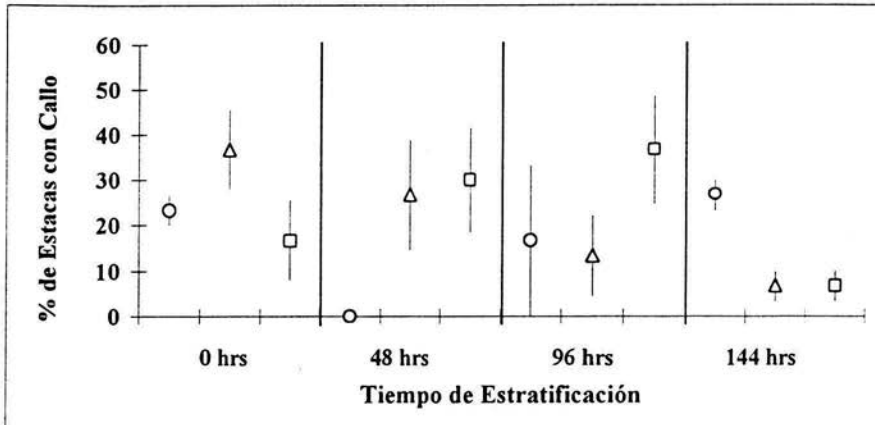


Fig. 3. Efecto de la concentración de fitohormonas y el tiempo de estratificación en el desarrollo de callos en estacas de *G. sepium*. Las concentraciones de AIB fueron: 0 (○), 5000 (△) y 10 000 (□) ppm y el tiempo de estratificación se indica en la figura. Las barras indican el error estándar.

La formación de callos en *G. sepium* presentó diferencias significativas entre tratamientos ($F_{(24,11)} = 2.282$; $p = 0.0441$). Los porcentajes más altos se encuentran en 0 hrs de estratificación y 5000 ppm, y en 96 hrs y 10 000 ppm, donde se observan hasta 37.77% de estacas con callo (Fig. 3). Las diferencias significativas se debieron a los tratamientos con un porcentaje menor a 10% de estacas con callo.

La especie *G. sepium* presentó el mayor porcentaje de estacas con callo hasta las 6 semanas del establecimiento en sustrato (9.77%). A partir de la octava semana, el porcentaje de estacas con callo decrece y prácticamente es nulo hacia el final del experimento (Apéndice 1).

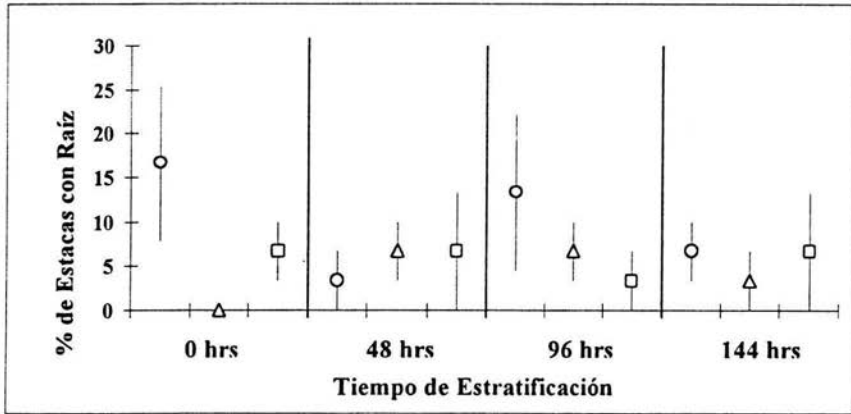


Fig. 4. Efecto de la concentración de fitohormonas y el tiempo de estratificación en el desarrollo de raíces en estacas de *G. sepium*. Las concentraciones de AIB fueron: 0 (○), 5000 (△) y 10 000 (□) ppm y el tiempo de estratificación se indica en la figura. Las barras indican el error estándar.

Para la formación de raíces en *G. sepium* no se encontraron diferencias significativas entre tratamientos ($F_{(24, 11)} = 0.563$; $p = 0.8391$). Se pueden observar los valores más altos en el grupo control y en la combinación de 0 ppm de AIB y 96 hrs de estratificación. El resto de los tratamientos presentan porcentajes menores a 10% de estacas con raíz (Fig. 4).

En cuanto al registro de estacas con raíz de *G. sepium* en el tiempo, los mayores porcentajes se presentaron desde las 6 hasta las 14 semanas de muestreo, donde los valores oscilaron entre 0.5 y 2%. A partir de las 16 semanas hasta el término del experimento, no se presentaron estacas con raíz (Apéndice 1).

No se presentaron diferencias significativas para sobrevivencia, la cual se mantuvo alrededor del 80%.

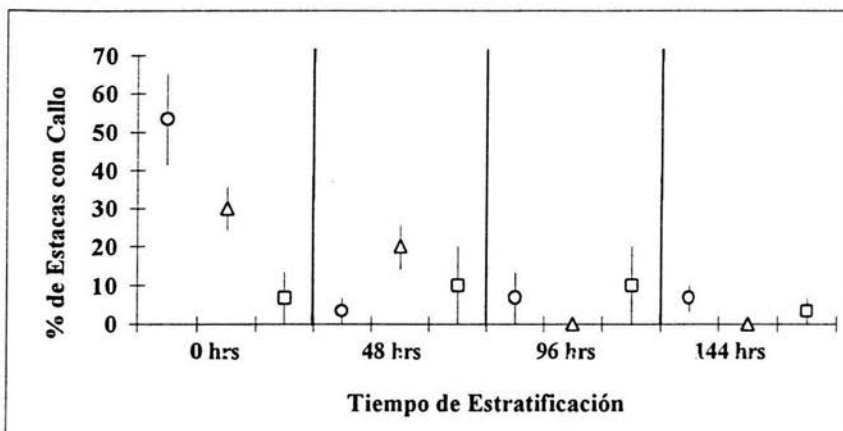


Fig. 5. Efecto de la concentración de fitohormonas y el tiempo de estratificación en el desarrollo de callos en estacas de *O. oleifera*. Las concentraciones de AIB fueron: 0 (○), 5000 (△) y 10 000 (□) ppm y el tiempo de estratificación se indica en la figura. Las barras indican el error estándar.

O. oleifera presentó diferencias significativas entre tratamientos para la formación de callos ($F_{(24,11)} = 3.982$; $p = 0.0023$). El valor más alto se presentó en el grupo testigo y fue de 53.33% de estacas con callo. Se observó un incremento a las 48 hrs de estratificación en estacas con 5000 ppm de AIB, pero este valor no es significativamente diferente. La formación de callos presenta una tendencia a disminuir conforme aumenta tanto la concentración de fitohormona, como el tiempo de estratificación (Fig. 5).

En este caso, los mayores porcentajes de estacas con callo se presentaron hasta la 6ª semana de medición. Dichos porcentajes oscilan entre el 3 y 6%. A partir de la 8ª semana, el porcentaje de estacas con callo decrece notoriamente y es prácticamente nulo hacia el término del experimento (Apéndice 1).

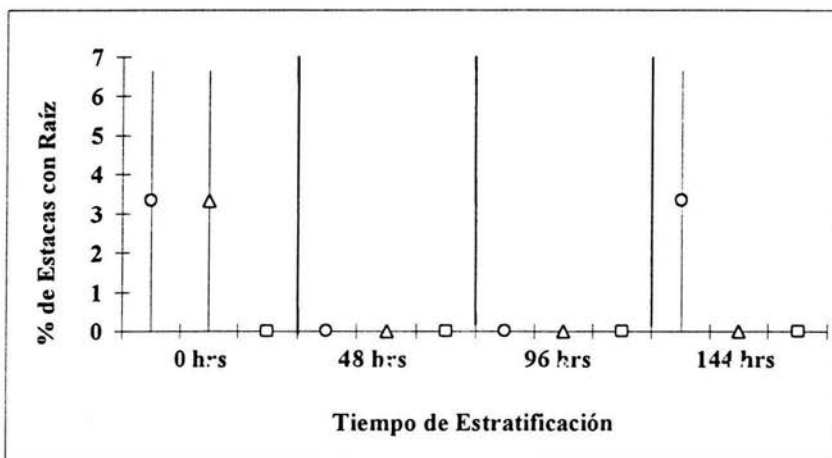


Fig. 6. Efecto de la concentración de fitohormonas y el tiempo de estratificación en el desarrollo de raíces en estacas de *O. oleifera*. Las concentraciones de AIB fueron: 0 (○), 5000 (△) y 10 000 (□) ppm y el tiempo de estratificación se indica en la figura. Las barras indican el error estándar.

En cuanto a la formación de raíces, *O. oleifera* no presentó diferencias significativas entre tratamientos ($F_{(24,11)} = 0.818$; $p = 0.6235$). Los tratamientos que presentaron estacas con raíz fueron de 0 hrs de estratificación con 0 y 5000 ppm de AIB, y en 144 hrs con 0 ppm, aunque los valores son bastante bajos: sólo 3.77% de estacas con raíz por tratamiento. El resto de los tratamientos no produjeron estacas con raíz (Fig. 6).

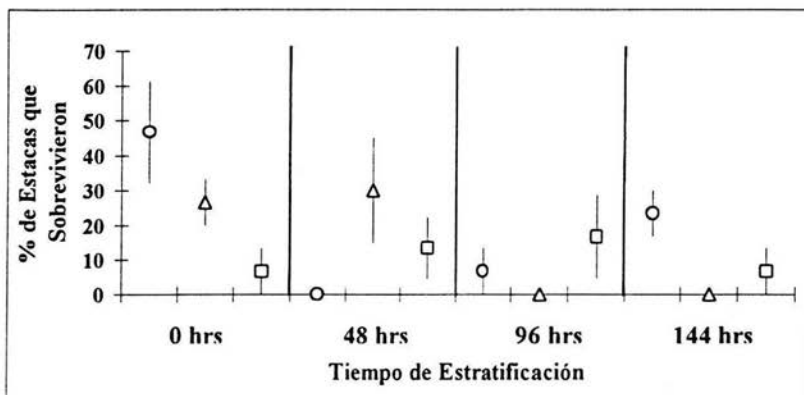


Fig. 7. Efecto de la concentración de fitohormonas y el tiempo de estratificación en la sobrevivencia de estacas de *O. oleifera*. Las concentraciones de AIB fueron: 0 (○), 5000 (△) y 10 000 (□) ppm y el tiempo de estratificación se indica en la figura. Las barras indican el error estándar.

En *O. oleifera* se presentaron diferencias significativas entre tratamientos para sobrevivencia ($F_{(24, 11)} = 3.701$; $p = 0.0036$) y la tendencia que se observa es de menor sobrevivencia conforme aumenta el tiempo de estratificación (Fig. 7). La sobrevivencia fue mayor en los valores correspondientes a las 0 hrs de estratificación, al tiempo que decreció conforme aumentó el tiempo de estratificación. Esta tendencia es similar para la formación de callos en dicha especie (Fig. 5).

El porcentaje de estacas que murieron decreció gradualmente durante el experimento. Se registró el porcentaje más alto de mortalidad en la primera medición, es decir, después de 4 semanas del establecimiento en sustrato. Hasta las 12 semanas la mortalidad se mantuvo alrededor del 10%, y finalmente osciló entre 0 y 5% hasta el final del experimento (Apéndice 1).

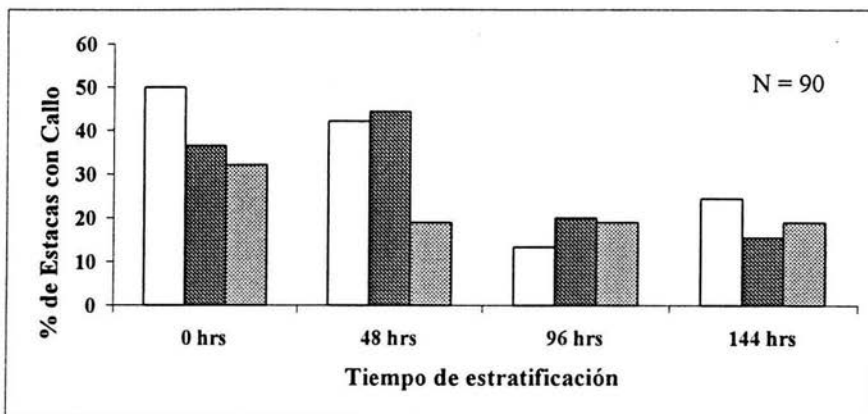


Fig. 8. Porcentaje promedio de formación de callo en respuesta a la concentración de AIB y al tiempo de estratificación en las tres especies: □ = 0 ppm, ■ = 5000 ppm y ▨ = 10 000 ppm.

Los resultados generales de la formación de callos en las tres especies se pueden observar en la Fig. 8. El mayor porcentaje se presentó en el grupo control (50%). Los dos tiempos de mayor estratificación (96 y 144 hrs) presentaron valores promedio de respuesta de 13.33 y 24.44%, respectivamente. El menor porcentaje de respuesta fue de 13.33% y se presentó en estacas con 96 hrs de estratificación y con 0 ppm de AIB (Fig. 8).

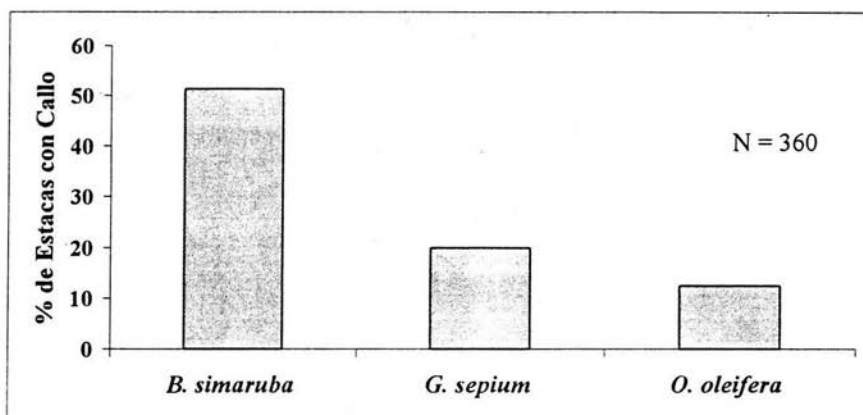


Fig. 9. Porcentaje promedio de formación de callos por especie.

Como puede observarse en la figura 9, *B. simaruba* presentó el mayor porcentaje de estacas con callo (51.39%), en tanto que *G. sepium* y *O. oleifera* presentaron valores notoriamente menores, con un 20 y 12.5% de estacas con esta respuesta, respectivamente.

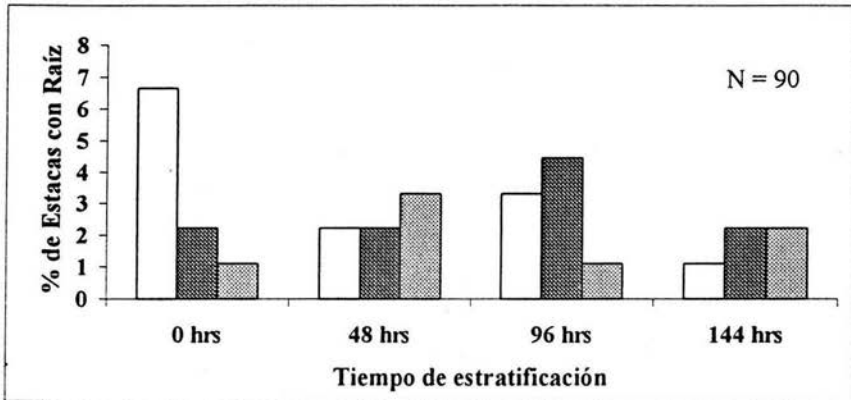


Fig. 10. Porcentaje promedio de formación de raíces en respuesta al tiempo de estratificación y la concentración de AIB en las tres especies: □ = 0 ppm, ▨ = 5 000 ppm y ▩ = 10 000 ppm.

La respuesta de las tres especies en la formación de raíces varía en relación con la formación de callos. Sin embargo, los valores más altos se siguen presentando en el grupo testigo (6.67%), en tanto que el menor porcentaje se presentó en las combinaciones de 10 000 ppm sin estratificación, 96 hrs sin estratificación (1.11%), y para la combinación de 144 hrs de estratificación sin AIB (Fig. 10).

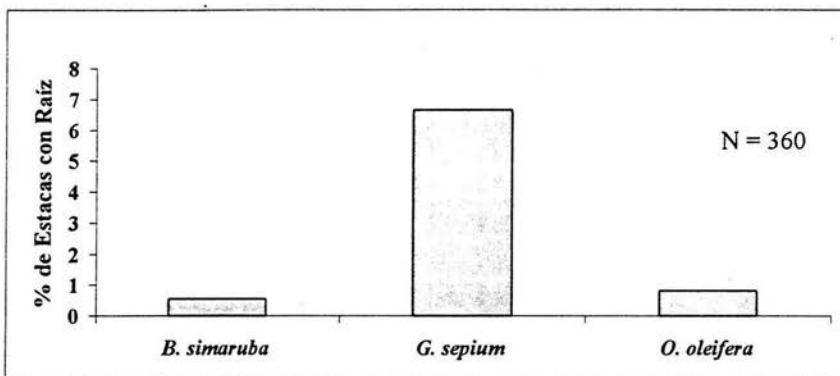


Fig. 11. Porcentaje de formación de raíces por especie.

En *G. sepium* el 6.67% de las estacas formó raíces; los porcentajes de *B. simaruba* y *O. oleifera* fueron notoriamente menores, con 0.56 y 0.83% de estacas con raíz respectivamente (Fig. 11).

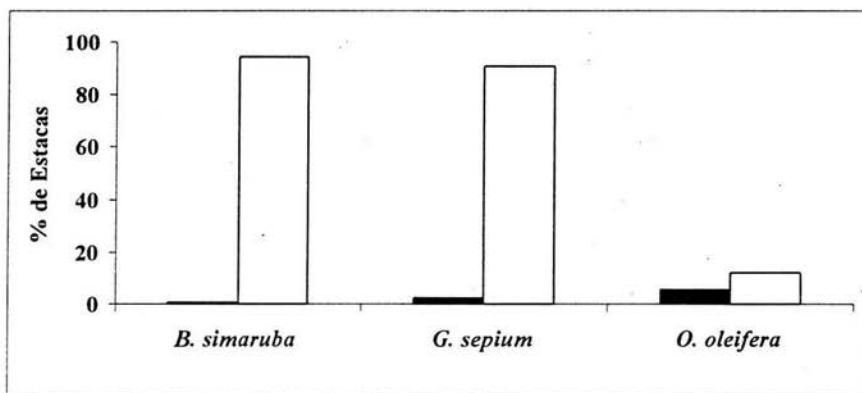


Fig. 12. Porcentajes de presencia de hojas y sobrevivencia por especie, donde: ■ = hojas y □ = sobrevivencia.

La aparición de hojas fue mayor en *O. oleifera* con un 5.56%. Sin embargo, la sobrevivencia de la misma es la menor con 12.22% de estacas vivas. *B. simaruba* y *G. sepium* presentaron porcentajes bajos de formación de hojas (0.56 y 2.5%) y una sobrevivencia promedio de alrededor del 90 y 80%, respectivamente (Fig. 12).

Se realizó un análisis de correlación entre el diámetro y largo de la estaca por un lado y la presencia de callos, presencia de raíces, longitud de raíces y número de raíces por el otro. Cada una de las especies presentó un coeficiente de correlación (R^2) menor a 0.5 ($p > 0.05$) en todas las variables (Apéndice 2). Sin embargo, en *B. simaruba* y *G. sepium* es apreciable cierta tendencia (Figs. 13 – 15). El resto de las gráficas de dichas especies se pueden apreciar en el Apéndice 3.

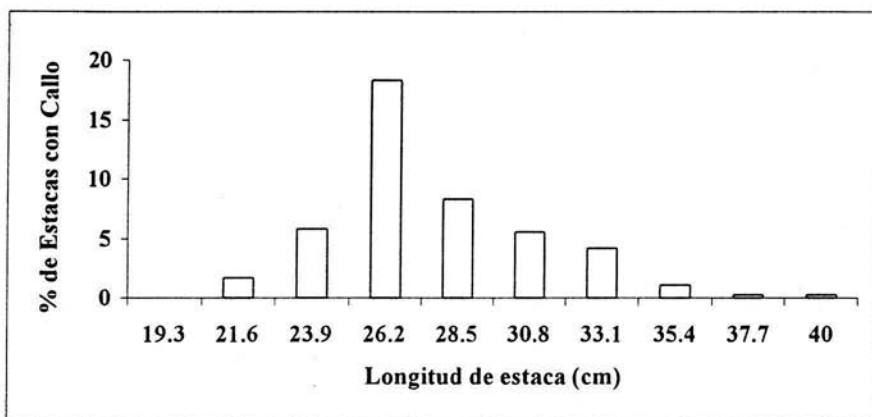


Fig. 13. Porcentaje de estacas con callo de *B. simaruba* por longitud de la estaca (cm). Se agruparon las diferentes longitudes en 10 clases.

El mayor porcentaje de estacas con callo en *B. simaruba* se presentó en el intervalo de 26.2 a 28.4 cm de longitud, en tanto que las estacas con menos de 21.6 cm o más de 40 cm de longitud no presentaron callos (Fig. 13).

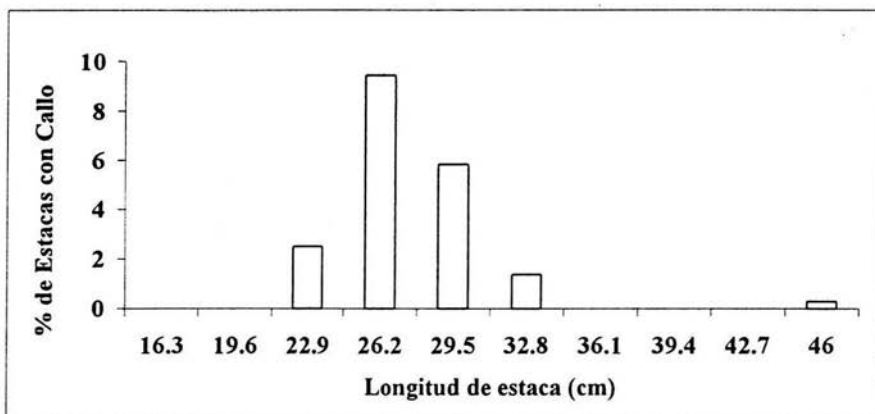


Fig. 14. Porcentaje de estacas con callo de *G. sepium* por longitud de la estaca (cm).

El caso de *G. sepium* es similar al anterior, ya que la mayor parte de las estacas que presentaron callo tuvieron longitudes incluidas entre 26.2 y 29.4 cm (9.44%). No se presentaron estacas con callo en el intervalo de 16.3 a 22.9 cm, así como entre 32.9 a 45.9 cm de longitud; sin embargo, un porcentaje bajo se presentó en estacas de 46 cm de longitud (0.27%) (Fig. 14).

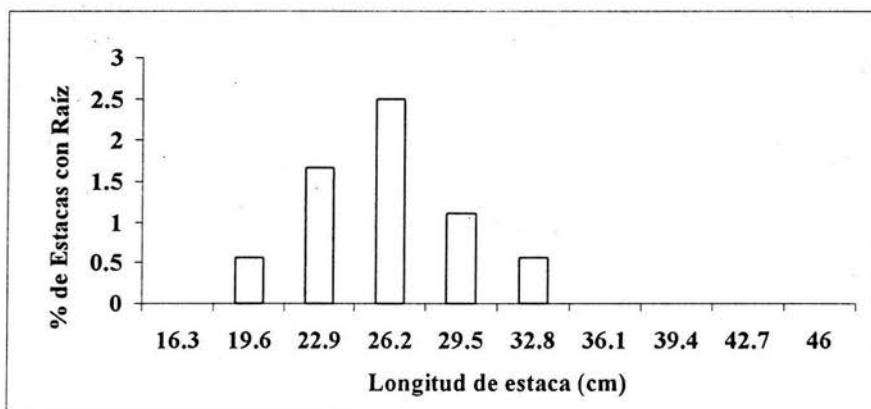


Fig. 15. Porcentaje de estacas con raíz de *G. sepium* por longitud de la estaca (cm).

En el caso de *G. sepium*, las estacas que presentaron raíces tuvieron longitudes entre 26.2 y 29.4 cm (2.5%). Las estacas con longitudes menores a 19.6 cm o mayores a 36.1 cm no presentaron raíces (Fig. 15).

V. D I S C U S I Ó N

5.1 La propagación vegetativa dentro de la restauración ecológica

Son numerosos los trabajos que han incursionado en métodos de propagación vegetativa con el fin de reproducir especies nativas y así contribuir a devolver a un sitio degradado sus cualidades originales (Hardwick *et al.*, 1997; Elster y Perdomo, 1998; Negash, 2001). Los obstáculos a los que se enfrentaron los investigadores fueron similares a los encontrados en este trabajo. Algunas de las dificultades son la disposición del material de colecta, la transportación de este material al laboratorio, el almacenamiento del material vegetal en el invernadero, la sobrevivencia del material de colecta durante el experimento y la reintroducción del material biológico al sitio degradado.

Conscientes de dichas limitaciones, los habitantes de poblados cercanos a Los Tuxtles utilizan un método particular de propagación vegetativa, en especial con estacas de *B. simaruba* y *G. sepium* que consiste en cortar estacas de aproximadamente 1.5 m de largo, retirar las hojas y permitir que la estaca repose durante unos días apoyada contra un árbol o simplemente en el suelo. Después de cierto tiempo, las estacas son enterradas directamente en la tierra y generalmente enraízan con éxito (obs. pers.).

Lo anterior sugiere que el tamaño de la estaca puede resultar fundamental en el prendimiento. Esto se puede deber a las reservas que se encuentran en la estaca, que son evidentemente mayores a las que pudieran concentrarse en estaca de 30 cm de largo. Sin embargo, el tiempo que la estaca reposa también puede permitir la migración de fitohormonas endógenas a los puntos meristemáticos o yemas, lo que permite la posterior formación de raíces y hojas (com. per. Biol. Mario A. González).

Frente a la necesidad de un método de propagación masiva, la metodología anterior presenta desventajas evidentes, como el transporte de estacas de gran tamaño, la disponibilidad de individuos donantes que cuenten con largas ramas y la continua extracción de grandes cantidades de biomasa vegetal. Es por ello que este trabajo sugiere la propagación con estacas de menor tamaño y con variaciones en el método de propagación. Sin embargo, algunos aspectos puntuales deben de ser abordados con el fin de tener éxito en un experimento similar.

Tal es el caso del tiempo que transcurre entre la colecta del material vegetal y la introducción del mismo en el sustrato de enraizado (estacado). Debido a la inaccesibilidad

de las zonas donde se colecta el material vegetal, resulta imposible o sumamente complicado llevar a las estacas al laboratorio rápidamente y colocarlas en sustrato. Sin embargo, e independientemente de la concentración de AIB y el tiempo de estratificación, se observó durante este trabajo que a medida que el tiempo transcurrido entre la colecta y el estacado fue menor, se incrementó la probabilidad de éxito en formación de callos y raíces.

Algo similar ocurre con la hora de colecta. Las estacas deberán ser colectadas temprano en la mañana o poco antes del anochecer, pues esto garantiza una mayor turgencia en las células de la estaca y, por lo tanto, mayor frescura y posibilidad de prendimiento (Hartmann y Kester, 1999). Dicho aspecto no fue estrictamente procurado durante la colecta de este trabajo, lo que pudo afectar los porcentajes de formación de callos y raíces.

5.2 Relación entre el tiempo de estratificación y la formación de callos y raíces

En el caso de *B. simaruba*, *G. sepium* y *O. oleifera*, la formación de callos y raíces disminuyó conforme aumentó el tiempo de estratificación (Fig. 1-6). Bautista y Vargas, (1983) tienen conclusiones similares para estacas de *Vitis spp.* var. 'criolla negra'. De acuerdo con dichos autores, la estratificación no produce diferencias significativas en el prendimiento de la vid. Sin embargo, mencionan que en países de zona templada se colectan estacas a mediados del período invernal y se almacenan en ambientes refrigerados utilizando la estratificación en arena. La estratificación puede ser poco eficiente para especies de zonas tropicales, como el presente caso.

Para *B. simaruba*, los valores más altos de formación de callos se presentan desde el grupo control hasta el tratamiento que consistió en 10 000 ppm de AIB y 48 hrs de estratificación, lo que significa que tanto 0 como 10 000 ppm de AIB funcionan para dicha especie, en tanto que la estratificación no beneficia dicha respuesta.

De la misma forma, el tiempo de estratificación que claramente no favorece la formación de callos en cualquiera de las especies es 144 hrs. Los primeros tiempos de

estratificación son favorables. En el caso de *G. sepium*, la formación de callos decrece en el último tiempo de estratificación. En cuanto a *O. oleifera*, es claro que la estratificación afecta tanto la formación de callos, como la sobrevivencia.

Es recomendable no someter a las estacas de estas especies a tratamientos de estratificación con el fin de obtener mayor porcentaje de estacas con callo, como muestran los resultados de este trabajo.

5.3 Relación entre la concentración de AIB y la formación de callos y raíces

La aplicación de AIB ha sido reportada repetidamente (Puri y Verma, 1996; Mesén *et al.*, 1997; Alegre *et al.*, 1998) como favorecedora de la formación de callos y raíces. A pesar de que en varias ocasiones no se encuentran diferencias significativas entre tratamientos, los autores anteriores coinciden en que es notable la activación del proceso de formación de raíces cuando se aplica AIB a las estacas. Sin embargo, en este trabajo, la formación tanto de callos como de raíces presentó una tendencia inversa a la concentración de AIB aplicada.

Puri y Verma (1996) confirman la tendencia anterior en su experimento con *Dalbergia sissoo*. Los autores encontraron un decremento en el número y calidad de raíces cuando la concentración de AIB aumentaba de 0 a 5000 y 10 000 ppm. La mayor producción de raíces se presentó con 1000 ppm de AIB. En el presente trabajo el mayor porcentaje de raíces se presentó en estacas del grupo control para *G. sepium* (Fig. 4) y *O. oleifera* (Fig. 6).

En cuanto a la formación de raíces, *G. sepium* se comportó de manera similar a los resultados obtenidos por Díaz *et al.*, (1994), donde estacas de *Pachecoa venezuelensis* enraizaron en mayor proporción con el tratamiento de 0 ppm de AIB, al tiempo que observaron un ligero decremento en estacas tratadas con 1000 ppm de AIB. Asimismo, *G. sepium* presentó resultados similares a los obtenidos por Bautista *et al.* (1981) en estacas de

Vitis spp. var. 'criolla negra', sometidas a un reposo a temperatura ambiente ($25^{\circ} \pm 1^{\circ} \text{C}$). Las estacas que produjeron raíces pertenecían al grupo testigo y con menor reposo.

5.4 Relación entre el diámetro y largo de la estaca y la formación de callos y raíces

Las figuras 13-15 confirman claramente las recomendaciones de Hartmann y Kester (1999), Puri y Verma (1996) y Bautista y Vargas (1983) en cuanto al largo de la estaca. En efecto, es en longitudes de 26 – 30 cm aproximadamente donde se concentra la formación de callos y raíces. Esto puede deberse a la concentración de fitohormonas endógenas de la estaca. En estacas con longitudes menores a 26 cm la reserva de fitohormonas puede ser baja o al menos insuficiente para impulsar la formación de callos y de raíces. En el caso de las estacas de más de 30 cm de largo, la distancia que las fitohormonas migran para impulsar la formación de callos y de raíces puede dificultar dicho proceso.

Debido a los resultados en este trabajo, se recomiendan longitudes de 36 – 30 cm para estacas de *B. simaruba* y *G. sepium*. En el caso de *O. oleifera* no se observó tendencia alguna entre diámetro o largo de la estaca y formación de callos y raíces.

5.5 Relación entre formación de callos y formación de raíces

A pesar de haber presentado promedios altos de estacas con callo, *B. simaruba* presentó el promedio más bajo de raíces. En cambio, *G. sepium* produjo el mayor promedio de estacas con raíz, pero el menor promedio de estacas con callo. La variación en la aparición de raíces puede estar influida por gradientes en el largo y ancho de la estaca, lo que determina la concentración de carbohidratos contenidos en la estaca antes y después del corte (Leakey *et al.*, 1994 en Mesén *et al.*, 1997).

En numerosas ocasiones las raíces encontradas en estacas de *G. sepium* no surgieron a partir de callos diferenciados, sino que aparentemente se originaron directamente de la zona entre la corteza y la madera de la estaca. Puri y Verma (1996) encontraron formación

de raíces en *Dalbergia sissoo* siempre en estacas con callo, sin embargo, en algunas ocasiones, las estacas presentaron raíces que surgían separadas de la zona que formó callos en las estacas. En ese estudio sólo estacas que presentaron callo produjeron raíces.

En cuanto a la formación de callos y raíces en el tiempo, es claro que la mayor respuesta se presentó durante las primeras 6 semanas del experimento. A partir de entonces la respuesta fue muy baja o disminuyó paulatinamente (Apéndice 1). Esto se debe a que las estacas pierden reservas, se secan o sufren el efecto de patógenos.

5.6 Relación entre la sobrevivencia de la estaca y la formación de callos y raíces

De acuerdo con Hartmann y Kester (1999), en algunas especies los callos anteceden a la formación de raíces; sin embargo, ambos eventos son independientes. Los callos ayudan a la estaca a evitar el ataque de patógenos y mantenerse viva, hasta que forme raíces adventicias y pueda absorber nutrientes. Tal hecho se refleja en *B. simaruba*, pues fue la especie con mayor porcentaje de callos (Fig. 9) y con altos niveles de sobrevivencia (aproximadamente 90%). Sin embargo, *G. sepium* produjo un porcentaje menor de callos y también presentó sobrevivencia alta (aproximadamente 80%), lo cual podría indicar que al menos en esta especie, son otros los factores inmiscuidos en la sobrevivencia.

En proyectos de restauración ecológica la formación de callos se considera conveniente para aumentar la sobrevivencia de la estaca y para la posible formación de raíces a partir de callos. Sin embargo, en el caso de *G. sepium*, la formación de callos fue baja (alrededor del 20%) en tanto que la sobrevivencia fue bastante alta (alrededor del 80%) Para incluir a *O. oleifera* en un proyecto de restauración de selvas se recomiendan métodos alternos a la propagación vegetativa, debido a los bajos porcentajes de formación de callos y sobrevivencia que presentó en este trabajo. Aún cuando el número de estacas con callo es bajo comparativamente, en el caso de que la propagación vegetativa fuera el único recurso para multiplicar individuos de *O. oleifera*, se recomendaría no aplicar AIB. En cambio, *B. simaruba* y *G. sepium* pueden ser especies propias para dicha actividad, procurando que las estacas sean colocadas en sustrato inmediatamente después del corte.

O. oleifera produjo un bajo porcentaje de callos y de raíces, por lo que la sobrevivencia fue baja (Fig. 7). Los tratamientos aplicados a las estacas de esta especie en este trabajo no fueron los adecuados para asegurar un alto porcentaje de estacas con raíces que puedan ser utilizadas para restauración, y esta baja respuesta se puede deber a factores intrínsecos de la especie que no fueron abordados. Las posibilidades de propagación por estacas de hoja o acodo pueden ser estudiadas con el fin de explorar la multiplicación de dicha especie.

5.7 Factores que afectan la sobrevivencia de la estaca

La sobrevivencia de la estaca puede estar relacionada con el largo y diámetro de la misma, como lo indican San Miguel *et al.*, (1999). En el trabajo de dichos autores, las estacas de menor tamaño (10 cm largo) presentaron mayor índice de mortalidad que las de mayor tamaño (30 cm largo), así como las estacas con mayor concentración de AIB aplicado (3000 ppm) y sembradas con sustrato de drenaje deficiente presentaron también mayor mortalidad. Los autores argumentan que esto se puede deber a que el AIB no es lavado de la estaca y se conserva en grandes cantidades cerca de la superficie de la misma, provocando toxicidad.

La sobrevivencia también puede estar relacionada con el tipo de madera del que está conformada la estaca (Hartmann y Kester, 1999). En el caso de las estacas de *B. simaruba* y *G. sepium* la epidermis no se desprende fácilmente de la madera. En cambio, *O. oleifera* presenta una epidermis delgada y desprendible, que en numerosas ocasiones se deshidrató y se desprendió de la estaca, lo que favorece su muerte. Asimismo, a simple vista, un corte transversal de las estacas de las primeras dos especies muestra una conformación aparentemente uniforme y consolidada, al tiempo que las estacas de *O. oleifera* presentaron un núcleo de apariencia esponjosa que fácilmente se deshidrataba y provocaba la descomposición de la estaca. Las estacas de *O. oleifera* que sobrevivieron no presentaban este núcleo poroso, ya que estaban conformadas por secciones del tallo más jóvenes, donde dicho núcleo no estaba completamente desarrollado y no era visible a simple vista.

Lo anterior es confirmado por las conclusiones de Puri y Verma (1996) para estacas de *Dalbergia sissoo*, donde las estacas de madera “dura” enraizaron con mayor facilidad que las estacas de madera “suave”. En el caso de *O. oleifera*, las estacas jóvenes enraizaron con notable facilidad en comparación a las estacas de mayor edad.

Las diferencias significativas en la sobrevivencia de *O. oleifera* ($F_{(24, 11)} = 3.7580$; $p = 0.0032$) (Fig.7) se debieron a que las estacas que fueron sembradas inmediatamente después del corte no se deshidrataron y pudieron iniciar los procesos de formación de callos y raíces. Para efectos de restauración de selvas, las estacas de esta especie deberán ser sembradas inmediatamente después del corte y, de ser posible, se deben evitar los tallos con núcleos esponjosos. La sobrevivencia y la formación de callos pueden estar directamente relacionadas, ya que las estacas de *O. oleifera* que no formaron callos tendieron a morir, respuesta que no ocurrió en *B. simaruba* y en *G. sepium*.

El sustrato también puede ser determinante para la sobrevivencia de las estacas (Mesén *et al.*, 1997). Un sustrato que retiene demasiada agua puede impedir el intercambio de oxígeno entre los tejidos, llevando eventualmente a la descomposición y muerte de los mismos. La descomposición fue la principal causa de muerte de las estacas de las tres especies.

A pesar de que la aparición de hojas no es una respuesta directa a la concentración de AIB exógeno y a la estratificación, tiene relación directa con la sobrevivencia de la estaca. Las hojas proporcionan el aparato fotosintetizador que permite a la estaca sobrevivir por mayor tiempo aún sin raíces. La fotosíntesis durante la propagación es generalmente considerada como positiva para la formación de raíces en estacas de hoja (Davis, 1988 en Mesén *et al.*, 1997). En general, todas las estacas que presentaron hojas sobrevivieron.

VI. C O N C L U S I O N E S

B. simaruba no requiere de AIB o estratificación para formar callos, sin embargo, es necesario estudiar los factores que activan la formación de raíces en dicha especie.

G. sepium no requiere AIB para formar callos, sin embargo, hasta 48 hrs de estratificación estimulan dicha respuesta. En cuanto a la formación de raíces, no es necesario AIB o tiempo de estratificación en estacas de *G. sepium*.

Las estacas de *B. simaruba* y de *G. sepium* presentaron altos porcentajes de sobrevivencia, lo que significa que poseen la capacidad de soportar periodos de estrés en los cuales se puede inducir la formación de callos y raíces.

Aún cuando existieron diferencias significativas entre tratamientos en estacas de *O. oleifera* para formación de callos y sobrevivencia, los valores son extremadamente bajos y no la hacen recomendable para ser propagada vegetativamente. Es por ello que resulta necesario explorar métodos de propagación diferentes a los estudiados en este trabajo.

Resulta benéfico para la formación de callos, de raíces y sobrevivencia, en el caso de las tres especies, realizar, tan pronto como sea posible, el establecimiento en sustrato de enraizado después del corte de estacas.

Para las tres especies, aproximadamente, 6 semanas son suficientes para observar la mayor formación de callos y raíces. A partir de este período, la respuesta se mantiene baja.

LITERATURA CITADA

- Acosta, D., A. Gutiérrez y B. Rodríguez. 1996. Somatic embryogenesis of *Agave victoria-reginae* Moore. *Plant Cell Tiss. Org. Cult* 46: 85-87.
- Alegre, J., J.L. Toledo, A. Martínez, O. Mora y E.F. De Andrés. 1998. Rooting ability of *Dorycnium spp.* *Scientia Horticulturae* 76 (1-2): 123-129.
- Anon, V. 1985. Tropical Forests: A Call for Acting. World Resources Institute, Washington.
- Bautista, D. y G. Vargas. 1983. La inmersión en agua y diferentes ambientes de estratificación en el prendimiento de estacas de la vid 'criolla negra'. *Agronomía Tropical* 34 (1-3): 111-118.
- Bautista, D., G. Vargas, J.C. Colmenares y Y. de Freitez. 1981. Efectos de algunos factores en el enraizamiento y brotación de la vid 'criolla negra'. *Agronomía Tropical* 31(1-6): 59-68.
- Benavides, J. E. 1994. **Árboles y Arbustos Forrajeros en América Central**. CATIE. Serie Técnica. Informe Técnico No. 236 (2 volúmenes) 721 p.
- Bongers, F., J. Pompa, J. Meave del Castillo y J. Carabias. 1988. Structure and floristic composition of the lowland rain forest of Los Tuxtlas, México. *Vegetatio* 74: 55-80.
- Brewbaker, L., J. Halliday y J. Lyman. 1983. Economically important nitrogen fixing tree species. *Nitrogen Fixing Tree Research Reports* 1: 35-40.
- Cervantes, V. 1996. La reforestación en la Montaña de Guerrero: una alternativa con leguminosas nativas. Tesis de Maestría, Facultad de Ciencias, U.N.A.M., México.
- Chizon, S. E. 1984. Relación suelo-vegetación en la Estación de Biología Los Tuxtlas, Ver. (Un análisis de la distribución de los diferentes tipos de suelo en relación con la cubierta vegetal que soporta). Tesis. ENEP-Zaragoza, Universidad Nacional Autónoma de México, México.
- Cronquist, A. 1988. **The Evolution and Classification of Flowering Plants**. The New York Botanical Garden. New York. 555 p.
- Díaz, Y., J. Viera y G. Vargas. 1994. Posibilidad de propagación asexual por estacas en *Pachecoa venezuelensis* Burkart. *Agronomía Tropical* 45(4): 551-559.

- Dirzo, R. 1987. Estudios sobre interacciones planta-herbívoro en Los Tuxtlas, Veracruz. Rev. *Biol. Trop.* (Supl.1) 119- 131.
- Dirzo, R. y L. Mota-Bravo. 1997. *Omphalea oleifera* (corcho). En: González, S.; R. Dirzo; y R. Vogt (eds). **Historia Natural de los Tuxtlas**. U.N.A.M. México. 130-133pp.
- Dirzo, R., y F. Mirya. 1991. El límite boreal de la selva tropical húmeda en el continente americano. Contracción de la vegetación y solución de una controversia. *Interciencia* 16. (5): 240-247.
- Dirzo, R., y M. C. García. 1992. Rates of deforestation in Los Tuxtlas, a neotropical area in southeast Mexico. *Conservation Biology* 6:84-90.
- Dirzo R. y S. Sinaca Colín. 1997. *Bursera simaruba* (mulato, palo mulato). En: González Soriano E., R. Dirzo y R. C. Vogt. (Eds). **Historia Natural de Los Tuxtlas**. Instituto de Biología- UNAM / Instituto de Ecología-UNAM / CONABIO. México, D. F. 101-102 pp.
- Elster, C. y L. Perdomo. 1998. Rooting and vegetative propagation in *Laruncularia racemosa*. *Aquatic Botany* 63: 83 – 93.
- Evans, J. 1992. **Plantation forestry in the tropics**. Clarendon Press, Oxford. 403 p.
- FAO. 1997. **State of the World's Forests**. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Roma. p.200.
- Fosket, D. E. 1994. **Plant Growth and Development: a Molecular Approach**. Academic Press, San Diego.
- García, E. 1970. Los Climas del estado de Veracruz (según el sistema de clasificación climático de Köppen, modificado por la autora). Anales del Instituto de Biología. Universidad Nacional Autónoma de México. *Serie Botánica* 41:3-42.
- Gómez-Pompa, A.y S. del Amo (Eds). 1985. **Investigaciones sobre regeneración de selvas**. Vol. II. Editorial Alhambra. México, D. F.
- Hartmann H. y D. Kester. 1999. **Plant Propagation: Principles y Practices**. Prentice – May, Nueva Jersey.

- Hardwick, K., J. Healey, S. Elliott, N. Garwood y V. Anusarnsuthorn. 1997. Understanding and assisting natural regeneration processes in degraded seasonal evergreen forests in northern Thailand. *Forest Ecology and Management* 99: 203 – 214.
- Hughes, R. F., J. B. Kauffman, y V. J. Jaramillo. 2000. Deforestation and land use in tropical evergreen forests of the Los Tuxtlas Region, Mexico: consequences for biomass, carbon, and nutrient pools. *Ecological Applications*. EUA.
- Ibarra-Manríquez, G. y S. Sinaca-Colín. 1987. **Listados florísticos de México VII**. Estación de biología tropical Los Tuxtlas, Veracruz. Universidad Nacional Autónoma de México, México.
- Iglesias, L., J.A. Prieto y M. Alarcón. 1996. La propagación vegetativa de plantas forestales. *Ciencia Forestal en México* 21(79): 15 - 39.
- Kende, H. y J.A.D. Zeevaart. 1997. The five “classical” plant hormones. *The Plant Cell*. 9(1): 1197-1210.
- Laskowski, L. y D. Bautista. 1999. Características anatómicas de raíces adventicias en estacas de semeruco (*Malpighia emarginata* DC) tratadas con ácido indolbutírico. *Bioagro* 11 (3): 88-96.
- Masera, O, M. De J. Ordóñez y R. Dirzo. 1992. Emisiones de carbono a partir de la deforestación en México. *Ciencia* 43 (Núm. Especial): 151-153.
- McVaugh, R. 1987. **Flora Novo-Galiciana**. The University of Michigan Press. Vol. 5.
- Mesén, F., A.C. Newton y R.R.B. Leakey. 1997. Vegetative propagation of *Cordia alliodora* (Ruiz y Pavón) Oken: the effects of IBA concentration, propagation medium and cutting origin. *Forest Ecology and Management* 92: 45 – 54.
- Mirya, F. y E. Hernández-X. 1963. Los tipos de vegetación en México y su clasificación. *Boletín de la Sociedad Botánica de México* 28: 29-179.
- Mooser, F. 1958. **Catalogue of the active volcanoes of the world**. International Volcanological Association, Nápoles. p. 32-36.

- Negash, L. 2001. Successful vegetative propagation techniques for the threatened African pencil cedar (*Juniperus procera* Hoechst. Ex Endl.). *Forest Ecology and Management* 161: 53-64.
- Nelson, S. A., y E. González-Caver. 1992. Geology y K-Ar dating of the Tuxtla volcanic field, Veracruz, Mexico. *Bulletin of Volcanology* 55: 85-96.
- Palanisamy, K. y P. Kumar. 1997. Effect of position, size of cuttings and environmental factors on adventitious rooting in neem (*Azadirachta indica* A. Juss). *Forest Ecology and Management* 98: 277-280.
- Parrota, J. A., J.W. Turnbull y N. Jones. 1997. Catalyzing native forest regeneration on degraded tropical lands. *Forest Ecology and Management* 99: 1-7.
- Pennington, T.D y J. Sarukhán. 1998. **Árboles Tropicales de México**. FAO. USA. Pp. 280 – 281.
- Poliszulk, H., W. Silva, M. Ferrer, E. Betancourt y G. Rivero. 1999. Efectos de distintos tratamientos hormonales en la inducción de raíces adventicias en estacas apicales de "Búcaro" *Bucida buceras*. *Facultad de Agronomía* 16 (Suplemento 1): 71-75.
- Poupart J. y Waddell C. 2000. The rib1 mutant is resistant to indole-3-butyric acid, an endogenous auxin in *Arabidopsis*. *Plant Physiology* 124: 1739-1751.
- Puri, S. y R.C. Verma. 1996. Vegetative propagation of *Dalbergia sissoo* Roxb. Using softwood and hardwood stem cuttings. *Journal of Arid Environments* 34: 235-245.
- Rzedowski, J. y F. Guevara-Féfer. 1992. **Flora del bajío y de regiones adyacentes**. Fascículo 3. Instituto de Ecología A.C. Centro Regional del Bajío. México. pp. 36-37.
- San Miguel, F., C. M. de Clavijo, C. Basso y A. Trujillo. 1999. Enraizamiento de estacas de onoto. *Agronomía Tropical* 49(1): 69 – 79.
- Standley, P.C y P.J.A. Steyermark. 1949. **Fieldiana: Botany**. Flora de Guatemala. Vol. 24. Parte VI. p. 139.
- Statistical Graphics Corporation. Statgraphics Versión 5.0 (Copyright 1985 – 1991). Portions Copyright 1991 STSC, Inc.
- Taiz L. y E. Zeiger. 1998. **Plant Physiology**. Sinauer. Sunderland, Massachussets.

- Vázquez-Yánes, C. y A. I. Batis. 1996. La restauración de la vegetación, árboles exóticos vs. Árboles nativos. *Ciencias* 43: 16-23.
- Vázquez-Yánes, C. y A. I. Batis. 1999. Árboles y arbustos potencialmente valiosos para la restauración ecológica y la reforestación. Reporte técnico del proyecto J084. CONABIO - Instituto de Ecología, UNAM.
- Vázquez-Yánes, C. y V. Cervantes. 1993. Reforestación con árboles nativos de México. *Ciencia y Desarrollo* 19 (113):52 – 58.
- Whitmore, T.C. 1993. **An Introduction to Tropical Rain Forests**. Oxford University Press. USA. 225 pp.

APÉNDICE 1.

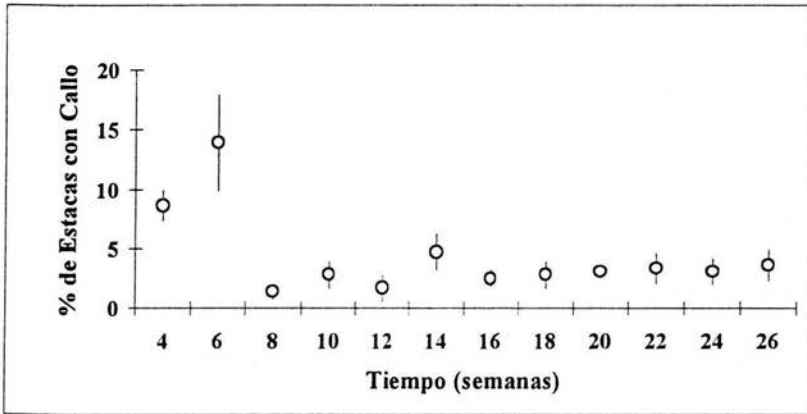


Fig. 16. Porcentaje de aparición de estacas con callo de *B. simaruba* conforme transcurrieron las semanas ($F_{(24,11)} = 3.770$; $p = 0.0001$).

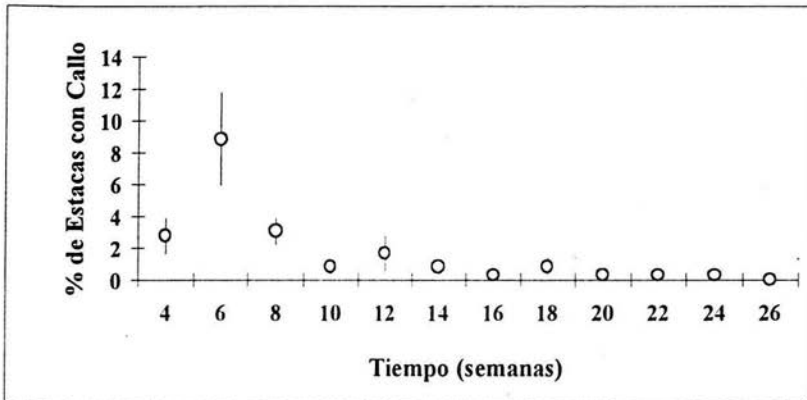


Fig. 17. Porcentaje de aparición de estacas con callo de *G. sepium* conforme transcurrieron las semanas ($F_{(24,11)} = 5.103$; $p = 0.0000$).

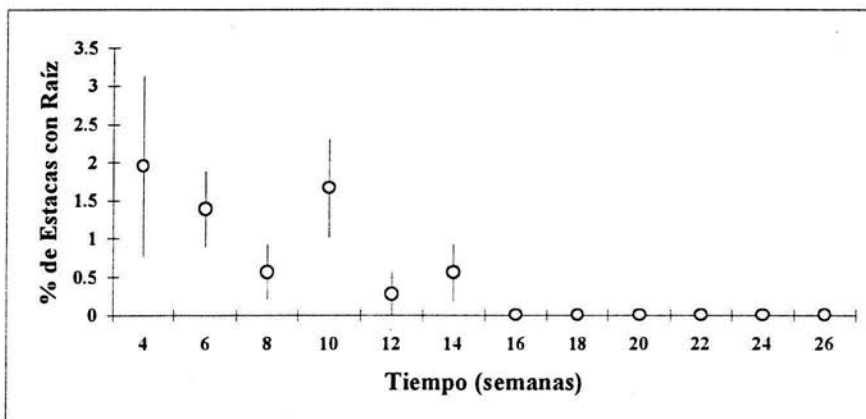


Fig. 18. Porcentaje de aparición de estacas con raíz de *G. sepium* conforme transcurrieron las semanas ($F_{(24,11)} = 2.938$; $p = 0.0025$).

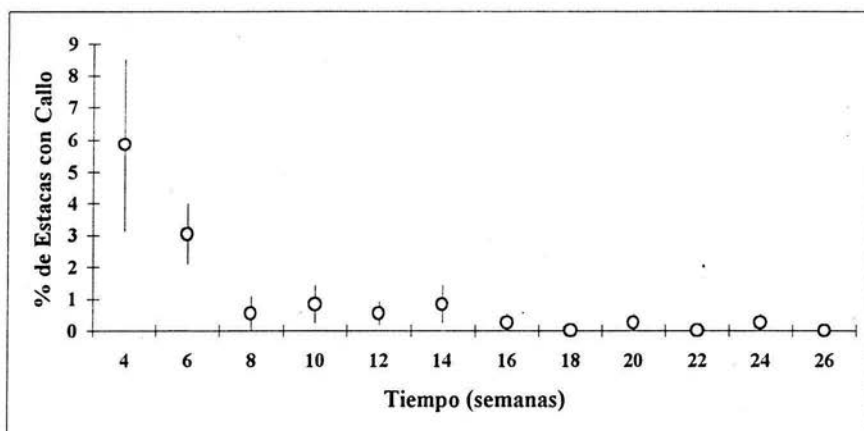


Fig. 19. Porcentaje de aparición de estacas con callo de *O. oleifera* conforme transcurrieron las semanas ($F_{(24,11)} = 4.890$; $p = 0.0000$).

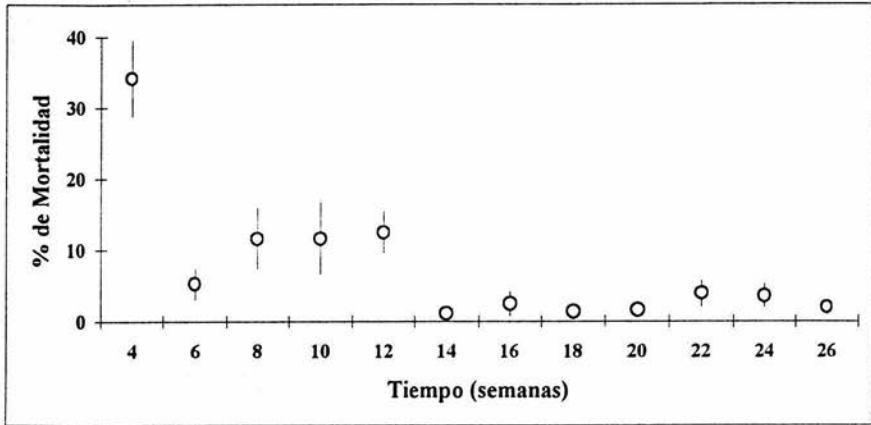


Fig. 20. Porcentaje de mortalidad de estacas de *O. oleifera* conforme transcurrieron las semanas ($F_{(24,11)} = 8.743$; $p = 0.0000$).

APENDICE 2.

Valores de correlación para las respuestas.

Diámetro de Estaca vs Callo

Spp	R ²	F	p
<i>B. simaruba</i>	4.17%	1.56	0.2187
<i>G. sepium</i>	3.64%	1.13	0.2953
<i>O. oleifera</i>	8.23%	3.31	0.0766

Longitud de Estaca vs Callo

Spp	R ²	F	p
<i>B. simaruba</i>	4.51%	0.99	0.3307
<i>G. sepium</i>	0.14%	0.03	0.8572
<i>O. oleifera</i>	1.42%	0.28	0.5979

Diámetro de Estaca vs Presencia de Raíces

Spp	R ²	F	p
<i>B. simaruba</i>	0.07%	0.02	0.8771
<i>G. sepium</i>	0.38%	0.11	0.7377
<i>O. oleifera</i>	3.09%	1.17	0.2846

Longitud de Estaca vs Presencia de Raíces

Spp	R ²	F	p
<i>B. simaruba</i>	9.06%	2.09	0.1627
<i>G. sepium</i>	1.80%	0.44	0.5128
<i>O. oleifera</i>	0.10%	0.02	0.8874

Diámetro de Estaca vs Número de Raíces

Spp	R ²	F	p
<i>B. simaruba</i>	0.04%	0.01	0.9025
<i>G. sepium</i>	0.90%	0.27	0.6046
<i>O. oleifera</i>	0.52%	0.10	0.7486

Longitud de Estaca vs Número de Raíces

Spp	R ²	F	p
<i>B. simaruba</i>	8.50%	1.94	0.1772
<i>G. sepium</i>	3.03%	0.75	0.3946
<i>O. oleifera</i>	0.53%	0.14	0.7486

Diámetro de Estaca vs Longitud de Raíces

Spp	R ²	F	p
<i>B. simaruba</i>	0.04%	0.01	0.9025
<i>G. sepium</i>	0.02%	0.01	0.9393
<i>O. oleifera</i>	1.03%	0.38	0.5378

Longitud de Estaca vs Longitud de Raíces

Spp	R ²	F	p
<i>B. simaruba</i>	8.50%	1.94	0.1772
<i>G. sepium</i>	3.55%	0.88	0.3567
<i>O. oleifera</i>	0.23%	0.04	0.8334

APÉNDICE 3.

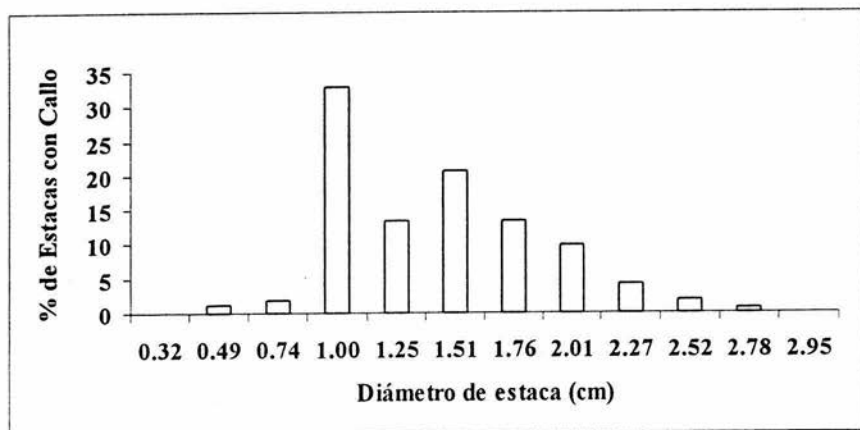


Fig. 21. Porcentaje de estacas con callo de la especie *B. simaruba* con respecto al diámetro de la estaca (cm). Se agruparon los diferentes diámetros en 12 clases.

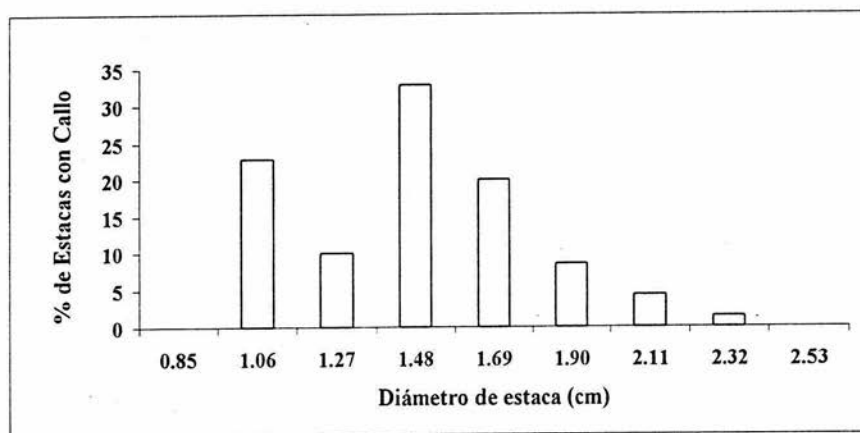


Fig. 22. Porcentaje de estacas con callo de la especie *G. sepium* con respecto al diámetro de la estaca (cm). Se agruparon los diferentes diámetros en 9 clases.

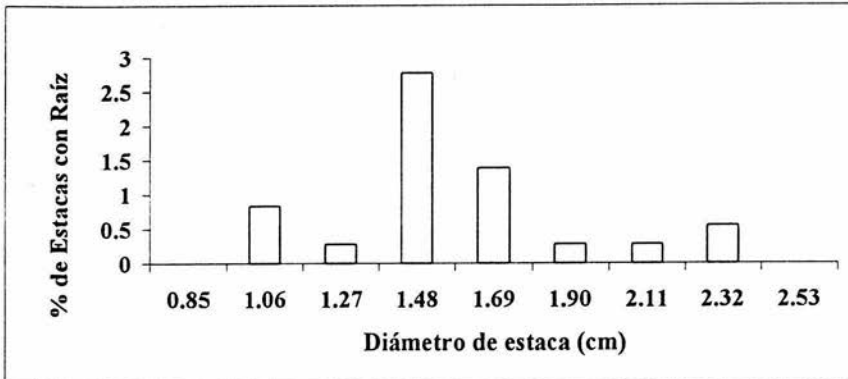


Fig. 23. Porcentaje de estacas con raíz de la especie *G. sepium* con respecto al diámetro de la estaca (cm). Se agruparon los diferentes diámetros en 9 clases.