



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO

FACULTAD DE CIENCIAS

**Efecto del Ácido Indol-butírico, el riego
y las condiciones ambientales en la propagación vegetativa,
por estacas, de *Gliricidia sepium*
con miras a la restauración de dos selvas tropicales**

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

B I O L O G O

P R E S E N T A :

ENRIQUE SCHEINVAR GOTTDIENER

DIRECTORA DE TESIS:

DRA. ALMA DELFINA LUCÍA OROZCO SEGOVIA



2004



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



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.

A mis abuelos
A mis papás y mis hermanos
A Niza

Agradecimientos

A la Dra. Alma Orozco por aceptar dirigir esta tesis y por todo el apoyo que me brindaste para poder terminarla.

Agradezco a la M. en C. Guadalupe Barajas por su solidaridad, comprensión y asesoría que nos dio a todos en el laboratorio. Sin ti no sé que habríamos hecho. A Tere, Betza, Chof, y Renato por su solidaridad y complicidad.

A la M. en C. Virginia Cervantes Gutierrez por las correcciones hechas a esta tesis.

A Niza por ser mi compañera y apoyarme en todo momento y compartir todo conmigo.

A mis papás por enseñarme el camino y darme las herramientas para caminarlo con tanto amor y cuidados.

A mis abuelos. Por ser ejemplo de lucha y perseverancia y enseñarnos que un mundo justo es posible, gracias por la claridad, su experiencia, el cariño y enseñarme el camino de la investigación.

A mis hermanos y compañeros Ernesto y Esther por todo lo que hemos y seguimos aprendiendo juntos.

A mi primo el M. en C. Marcos Gordillo, por mostrarme el camino de la biología y el estudio.

Al Bicho, por la amistad, la sinceridad, la congruencia y por todos los momentos difíciles que pasamos juntos (y los que faltan...).

A Lev, por la amistad, por lo que he aprendido de ti, lo que hemos hecho y lo que haremos, por compartir, por la búsqueda de un mundo donde quepan muchos, porque efectivamente, en el vínculo el rojo cobró sentido y reafirmó su vigencia.

Al Alf por la solidaridad y la sincera amistad.

A toda Lavanda y no banda por todo: por las grillas, las peleas, las pedas, las discusiones, la mengambrea diaria, por todos los momentos que hemos pasado, y al aprendizaje que he tenido de todos y cada uno, por la alegría, por su apoyo y por ser mis amigos: Natalia, Gaby, Wilis, Alf, Físico-Huevón 1 (Iván), Físico-Huevón 2 (Rubén), Físico-Huevón 3 (Fabián), Xitlali, Charquín, Lev, Sofia, Amparo, Aída, Odete, Carlita, Zibo, Vanessa, Alejandra, Dieter, Yuri, Nacho, Zibo, y los que falten.

Al Fabián “El huevotas” por compartir con nosotros, por enseñarnos la pura buena onda por las noches de discusión bizarra (y por los mapas), a Chabela por el recuerdo, la amistad y por todo lo que nos falte (y por titularte después de mí).

Al jefe Alfredo (papá) por la chamba y los consejos y al Act. Zibonele por la ayuda estadística y la franca amistad.

A Rodolfo por el recuerdo y la enseñanza. A Irina y Nelly por su amistad.

A León y Manuel por mostrarme la otra cara de la moneda. Al todo Semilla. A Fabiolita, A las Comunidades, de quienes aprendí más de lo que una escuela pueda enseñar.

A Alá, San Judas Tadeo, Huitzilopochtli, Adonai, Tonatecuhtli, Tor, Osiris, Ra, Apolo, Crono, Shiva, Inti, Ahaw Kin, Balam, Buda, bishnú, y Apolo por las facilidades brindadas.

Índice de Contenido

	Página
i) Aclaración	x
ii) Resumen	xi
1. Introducción	1
2. Antecedentes	3
2.1 Las Selvas	3
2.1.1 <i>La Selva Alta Perennifolia</i>	3
2.1.2 <i>La Selva Baja Caducifolia</i>	4
2.1.3 <i>Las Selvas como recurso</i>	5
<i>Ganadería (5); Agricultura (5); Aprovechamiento Forestal</i>	
<i>(6); Territorio (8); Fuente de Germoplasma (9);</i>	
<i>Ecoturismo (9); Medicamentos (9); Sumidero de CO₂ (10).</i>	
2.1.4 <i>Situación de las Selvas Mexicanas</i>	11
2.2 La restauración Ecológica	14
2.2.1 <i>Conservación</i>	14
2.2.2 <i>Restauración</i>	15
2.2.3 <i>La sucesión</i>	16
2.2.4 <i>Las especies pioneras</i>	16
2.3 La Propagación y la Reproducción de plantas	17
2.4 Las Estacas	19
2.4.1 <i>El Tallo</i>	20
2.4.2 <i>Las Raíces Adventicias</i>	21
2.4.3 <i>El Callo</i>	22
2.5 Las Fitohormonas	22
2.4.4 <i>Definición</i>	22
2.4.5 <i>Las hormonas vegetales</i>	24
2.4.6 <i>Las Auxinas</i>	24
2.4.7 <i>El Ácido Indol-3-butírico (AIB)</i>	28
2.4.8 <i>La formación de Raíces Adventicias</i>	28
2.6 La técnica de propagación por estacas de tallo: El estacado	30

3. Objetivos	32
3.1 Generales	32
3.2 Particulares	32
4. Hipótesis	33
4.1 Hipótesis de Trabajo	33
4.2 Hipótesis Nula	33
4.3 Hipótesis Alternativa	33
5. Material y Método	35
5.1 Área de Estudio	35
5.1.1 Selva Alta Perennifolia “Los Tuxtlas”, Veracruz	35
5.1.2 Selva Baja Caducifolia “El Garrapatal”, Veracruz	38
5.2 Selección de la Especie: <i>Gliricidia sepium</i>	41
5.3 Colecta	44
5.4 Tratamientos	44
5.5 Análisis de los Datos	46
6. Resultados	48
6.1 Globales	48
6.2 Raíces	48
6.3 Callos	54
6.4 Hojas	61
6.5 Supervivencia	67
7. Discusión	72
7.1 Raíces	72
7.2 Origen	75
7.3 Invernadero	78
7.4 Hormonas	79
7.5 Hojas	79
7.6 Interacción Callo-Raíz-Supervivencia	80

	Página
7.7 Interacción Hoja-Raíz-Supervivencia	83
7.8 Selvas, Restauración y Propagación	85
8. Conclusiones y Recomendaciones de Tipo	
práctico para la propagación vegetativa de <i>G. sepium</i>.....	88
a) Bibliografía	90
Cartografía consultada	96
Páginas de Internet Consultadas	97
b) Apéndice I (Cuadros de MANOVA Y Rango Múltiple para Raíz)	98
c) Apéndice II (Cuadros de MANOVA Y Rango Múltiple para Callo)	100
d) Apéndice III (Cuadros de MANOVA Y Rango Múltiple para Hoja)	104
e) Apéndice IV (Cuadros de MANOVA Y Rango Múltiple para	
Supervivencia)	107

Índice de Figuras

	Página
Fig. 1. Mapa de poblaciones con más de 75% habla indígena y ubicación de selvas....	8
Fig. 2. Captura de carbono en ecosistemas terrestres	11
Fig. 3. Mapa de distribución potencial y uso de suelo actual de selva alta en México..	13
Fig. 4. Mapa de distribución potencial y uso de suelo actual de selva baja-mediana en México	13
Fig. 5. Corte radial de tallo	20
Fig. 6. Estructura del Ácido Indol-3-butírico	28
Fig. 7. Ubicación del sitio de colecta de selva alta: “Los Tuxtlas”	35
Fig. 8. Deforestación histórica del área de Reserva de la Biosfera “Los Tuxtlas”	36
Fig. 9. Usos de suelo y vegetación de la reserva de la Biosfera “Los Tuxtlas”	37
Fig. 10. Ubicación del sitio de colecta de selva baja “El Garrapatal”	39
Fig. 11. Uso de suelo y vegetación del área de colecta “El Garrapatal”	40
Fig. 12. <u>Gliricidia sepium</u>	43
Resultados:	
Fig. 13. Porcentaje de respuesta, por variable medida, del total de estacas sembradas.	48
Fig. 14. Frecuencias acumuladas de estacas que presentaron raíz por factor estudiado.	49
Fig. 15. Frecuencias acumuladas de estacas con raíz por factor, según invernadero	50
Fig. 16. Frecuencias de estacas con raíz por origen y concentración de AIB	51
Fig. 17. Ajuste en el tiempo de formación de raíces (acumulado)	52
Fig. 18. Ajuste en el tiempo de formación de raíces (acumulado) por invernadero	53
Fig. 19. Ajuste en el tiempo de formación de raíces (acumulado) por concentración de AIB	54
Fig. 20. Frecuencias acumuladas de estacas con Callo por factor estudiado	55
Fig. 21. Frecuencias de estacas con callo por invernadero	56
Fig. 22. Frecuencia de estacas con callo por régimen de riego	57
Fig. 23. Frecuencia de estacas con callo por selva de origen y tratamiento hormonal ..	58
Fig. 24. Ajuste en el tiempo de formación de callos (acumulado)	59
Fig. 25. Ajuste en el tiempo de formación de callos por invernadero (acumulado)	60
Fig. 26. Ajuste en el tiempo de formación de callos por régimen de riego (acumulado)	61
Fig. 27. Frecuencia de estacas con hoja por factor estudiado	62
Fig. 28. Frecuencia de estacas con hoja por Invernadero	63
Fig. 29. Frecuencia de estacas con hoja por origen	64
Fig. 30. Ajuste en el tiempo de formación de hojas (acumulado)	65
Fig. 31. Ajuste en el tiempo de formación de hojas por Invernadero (acumulado)	66
Fig. 32. Ajuste en el tiempo de formación de hojas por Selva de Origen (acumulado)..	66
Fig. 33. Frecuencias de supervivencia de estacas por factor estudiado	67

	Página
Fig. 34. Frecuencia de supervivencia de estacas por origen	68
Fig. 35. Frecuencias de supervivencia de estacas por régimen de riego	69
Fig. 36. Ajuste en el tiempo de supervivencia de estacas.....	70
Fig. 37. Ajuste en el tiempo de supervivencia de estacas según su origen	71
Fig. 38. Ajuste en el tiempo de supervivencia de estacas según el régimen de riego ...	71
Discusión:	
Fig. 39. Relación raíz-supervivencia por unidad de muestreo (bolsa con estacas)	72
Fig. 40. Curvas comparativas de ajustes de respuesta en el tiempo para formación de raíz y supervivencia de estacas	73
Fig. 41. Curvas comparativas de ajustes de respuesta en el tiempo para formación de callos y raíces en estacas de <i>G. sepium</i>	80
Fig. 42. Relación de unidades de muestreo (bolsas con estacas) con presencia o ausencia de raíz y/o callo	81
Fig. 43. Relación de unidades de muestreo (bolsas con estacas) con raíz y supervivencia	81
Fig. 44. Curvas comparativas de ajustes de respuesta en el tiempo de formación de callos y supervivencia de estacas de <i>G. sepium</i>	82
Fig. 45. Relación de unidades de muestreo (bolsas con estacas) con presencia/ausencia de raíz y/o hoja	83
Fig. 46. Relación de unidades de muestreo (bolsas con estacas) con presencia/ausencia de hoja y/o supervivencia	83
Fig. 47. Curvas comparativas de ajustes respuesta en el tiempo para formación de hojas y raíces	47

Índice de Tablas

	Página
Tabla. 1. Cobertura territorial por tipo general de vegetación según vegetación potencial de Rzedowski (1999) y según uso de suelo actual (INEGI)	12
Tabla. 2. Superficie afectada por desertificación por proceso, según niveles de desertificación para 1987	14
Tabla. 3. Tipos de Estaca	19
Tabla. 4. Algunas Auxinas	25
Tabla. 5. Cuadro comparativo de registros ambientales de dos estaciones colindantes al área de estudio en “Los Tuxtlas”.....	37
Tabla. 6. Registros ambientales de la estación climatológica “Tampico”	40
Tabla. 7. Cuadro de tratamientos	45
Tabla. 8. Factores y variables utilizados en los análisis	46
Tabla. 9. Cuadro comparativo de registros ambientales de los dos sitios de estudio .	75
Tabla. 10. Cuadro comparativo de gravedad específica de algunas especies de Chamela (SBC) y Los Tuxtlas (SAP)	77

Aclaración

La idea, diseño y realización del experimento llevado a cabo en este trabajo, se realizó inicialmente con el Biol. Mario Alberto González Méndez, sin embargo, durante el desarrollo de la tesis se presentaron algunos problemas derivados del diseño experimental y la Dra. Alma Delfina Lucía Orozco Segovia aceptó amablemente asesorarme dado que conocía del experimento y tema. El enfoque que brindaron ambos fue complementario para el desarrollo de este trabajo, por lo que solicité al Departamento de Biología de la Facultad de Ciencias que se registrara la **dirección del Biól. Mario Alberto González Méndez** y la **Co-dirección de la Dra. Alma Delfina Orozco Segovia**, sin embargo, por problemas de carácter estrictamente administrativos, no fue posible incluir el nombre del Biol.. Mario Alberto González Méndez y aprovecho este espacio para hacer el reconocimiento y la aclaración pertinente. Por otro lado, agradezco a la Dra. Orozco por haber aceptado la dirección y asesoría de esta tesis ante esta difícil situación.

Resumen

La propagación vegetativa se considera un método que podría reducir el tiempo de establecimiento y maduración de las plantas. La acelerada desaparición de Selvas Tropicales obliga a implementarla en especies nativas como *Gliricidia sepium*. En esta especie se evaluó el efecto en el enraizamiento, formación de hojas, callos y supervivencia de estacas de tallo provenientes de dos selvas tropicales: Selva Baja Caducifolia (“El Garrapatal”, cercana a Tampico) y Selva Alta Perennifolia (“Los Tuxtlas”, Veracruz) bajo cuatro concentraciones de AIB (0, 1000, 5000 y 10000 ppm), tres regímenes de riego (escaso, medio y abundante) y dos invernaderos contrastantes (húmedo y seco). Encontramos que *G. sepium* es una especie de madera blanda a semi-dura de fácil formación de raíces que presenta uniformidad de enraizamiento entre los dos orígenes, aunque la humedad ambiental puede inferir en ésta, pues se ve favorecida en condiciones de alta humedad ambiental y humedad media en el sustrato. La aplicación de AIB en concentraciones de 1000, 5000 y 10000 ppm no tiene efectos significativos en la formación de raíces en estacas de tallo de *G. sepium*. El máximo enraizamiento se obtiene a los 160 días. La presencia de callo es un factor que aumenta la probabilidad de producción de raíces y de supervivencia de la estaca mas no es obligatorio. No se encuentra una relación clara entre la formación de hojas y la supervivencia o formación de raíces.

1 Introducción

La existencia de las Selvas Tropicales en el mundo está en peligro. En la mayor parte de los países de clima tropical húmedo y seco los bosques están siendo sometidos a un rápido proceso de destrucción o degradación. Aproximadamente 2,000 millones de personas viven en zonas tropicales, donde el porcentaje anual neto de crecimiento de la población es del 2,6% y donde la gran mayoría vive en condiciones de pobreza. Este aumento de población, la desigual repartición de los beneficios brindados por la explotación de recursos, así como el aumento en la demanda de productos derivados de las selvas por parte de las grandes ciudades e industrias, ejerce presión para que las zonas de selva se vuelvan agropecuarias (F.A.O., 1986, CONABIO, 1998).

En 1986, la F.A.O. evaluó que en promedio, 11.3 millones de hectáreas de selva tropical desaparecen cada año a escala mundial en contraste con el promedio de plantación en países tropicales de sólo 1.1 millones de hectáreas por año, lo que representa una pérdida neta de 10.2 millones de hectáreas anuales, equivalente a 27,955 hectáreas al día, sin embargo, Gomez-Pompa y Wiechers (1979) indican que a pesar de los planes de conservación y reforestación de los gobiernos del mundo, la mayor parte de la superficie conocida como selva, está constituida por vegetación secundaria. El ritmo de desaparición de las selvas nos indica que en un futuro, probablemente no muy lejano, la vegetación primaria puede desaparecer, presentándose una tendencia a la formación de pastizales inducidos en estas zonas (Sommer, 1976; Gómez-Pompa, 1976; FAO, 1986).

México no es la excepción; a pesar de tener una extraordinaria diversidad biológica (México figura entre los 12 países considerados como de megadiversidad y ocupa el cuarto lugar mundial con respecto al número de especies de plantas; INE, 1995), el número de especies extintas que se han podido identificar asciende a 49 y las raras, amenazadas y en peligro de extinción suman cerca de 4 mil, los diversos procesos de degradación de tierras afectan al 99.6% del territorio, tiene una tasa de deforestación de entre 370 mil y 1.5 millones de Has anuales y pierde cada año 500 mil Has de Selvas lo cual ha representado, acumulativamente, una pérdida del 95% de los bosques tropicales originales. Originalmente las selvas tropicales húmedas se presentaban a partir de Tamaulipas y San Luis Potosí, descendían por la vertiente del Golfo y se extendían hasta el extremo sur de la costa del Pacífico y la frontera con Guatemala y la península de Yucatán (CONABIO, 1998; INE, 1995; SEMARNAP-INEGI, 1997; SEMARNAP-INEGI, 1999)

La creciente desaparición de las selvas y por consiguiente, la intensa pérdida de recursos y de biodiversidad, conocidos y por conocer, requieren de la intensificación de esfuerzos para lograr conservar este importantísimo recurso.

La reforestación ha mostrado éxitos en cuanto a cobertura vegetal pero no en cuanto a recuperación de biodiversidad, y la conservación se ha dificultado. Probablemente la restauración, dirigida, evaluada y manejada por las comunidades que habitan la zona en cuestión, es la posibilidad para la conservación de nuestros recursos.

Dado que el proceso de sucesión de una selva, base de su restauración, es un proceso relativamente lento, es necesario incrementar el conocimiento que se tiene sobre las especies susceptibles a ser utilizadas así como de las técnicas que aceleren el proceso de establecimiento de nuevas plantas, para que se pueda realizar de manera más rápida, barata y eficiente. La propagación vegetativa podría ser una herramienta muy útil ya que permite reproducir en forma uniforme y masiva distintos genotipos, preservarlos a través de bancos clonales, acelerar la madurez de las plantas al ahorrarse el período de crecimiento juvenil, reproducir especies con problemas para propagarse por semilla y ahorro económico en algunas especies en las que sea el medio más fácil de reproducción (Iglesias et al, 1996).

En este trabajo pretendemos estudiar algunas condiciones (aplicación de 3 concentraciones de fitohormona ácido 3-Indol butírico, 3 regímenes de riego y dos condiciones ambientales) que pudiesen ser benéficas para la rápida propagación de estacas de *Gliricidia sepium*, una especie pionera nativa de selvas bajas y altas de México.

2 Antecedentes

2.1 Las Selvas

2.1.1 Selva Alta Perennifolia (SAP)

La **Selva Alta Perennifolia** (Miranda y Hernández X, 1963), también llamada **Bosque Tropical Perennifolio** (Rzedowski, 1994), **Rain Forest** o **Tropical Evergreen Forest** (Leopold, 1950), es una de las comunidades más complejas y ricas del mundo; su distribución se restringe únicamente a las zonas intertropicales en donde la precipitación media anual es de 1500 mm a 3000 mm o hasta 4000 mm y la temperatura media anual está entre los 20° y 26° C. En estas zonas la temperatura mínima extrema es de 0° C y la diferencia entre las medias del mes más frío y el más caliente no pasa de 11° C y no es menor a 6° C; la altitud en la que se puede presentar varía, pero en México se da entre los 0 y los 1000-1500 msnm (Rzedowski, 1994).

Para fines prácticos, en esta tesis utilizaremos el término acuñado por Miranda y Hernández-X (1951) de Selva Alta Perennifolia (SAP) por ser de uso más popular que Bosque Tropical Perennifolio, aunque en todo caso estaremos haciendo mención a este último, definido por Rzedowski (1994).

Los tipos climáticos que corresponden a este tipo de comunidad según la clasificación de Köppen (1948) son en su mayoría Am (cálido húmedo con lluvias en monzón); para las selvas más húmedas Af (Cálido húmedo con lluvias todo el año) Cw (Templado sub-húmedo con lluvias en verano) para las más frescas y Aw (Cálido húmedo con lluvias en verano) para las más secas.

Por lo común, en una SAP pueden distinguirse tres estratos arbóreos más o menos bien definidos además de otros 2 o 3 arbustivos y herbáceos, el más típico y gracias al cual adquiere su nombre es el estrato arbóreo superior, que está formado por árboles de más de 40 m de altura con cortezas lisas y rectas sin ramificaciones en sus dos tercios inferiores, a la vista las copas tienen formas piramidales achatadas o más o menos esféricas y es común encontrar raíces tubulares bien desarrolladas llamados contrafuertes; los diámetros de tronco más frecuentes oscilan entre los 40 y los 80 cm aunque no son raros los individuos con diámetros mayores a los 2 metros; lo común es que no forme un techo cerrado sino que presente eminencias más o menos aisladas. Los otros dos estratos arbóreos ocupan los espacios correspondientes a los 5 y a los 20 metros (Rzedowski, 1994).

En una SAP poco o nada alterada, la gran masa de vegetación de los estratos arbóreos hace que las condiciones micro climáticas del suelo sean constantes tanto en el día como en el año: hay una penumbra acentuada y una constancia muy grande de temperatura y humedad, por lo que son escasas las plantas que logran adecuarse a esas condiciones de penumbra (Rzedowski, 1994). Gracias a la inmensa masa de

materia orgánica que cae de las plantas, los suelos suelen ser ricos, aunque los nutrimentos son rápidamente reincorporados a la vegetación o son arrastrados por las torrenciales lluvias; los suelos son poco profundos y dependen de un equilibrio muy frágil relacionado principalmente con la permanencia de la vegetación. La SAP no es muy rica en Pteridofitas ni en Briofitas, presenta algunos hongos, muy raramente coníferas, Compositae y Gramíneas, pero los grupos Rubiaceae, Orchidaceae y Leguminosae están siempre bien representados (Rzedowski, 1994).

2.1.2 Selva Baja Caducifolia (SBC)

La Selva Baja Caducifolia (Miranda y Hernández-X, 1963), también llamada Bosque Tropical Caducifolio (Rzedowski, 1994), o Tropical Deciduous Forest (Leopold, 1950) o Bosque Tropical Estacionalmente Seco, es la comunidad de mayor extensión en toda República Mexicana después del matorral Xerófito. De igual forma que con la SAP, en esta tesis utilizaremos el término acuñado por Miranda y Hernández-X (1951) de SBC por ser de uso más popular que Bosque Tropical Caducifolio, aunque en todo caso estaremos haciendo mención a este último, definido por Rzedowski (1994).

Esta selva se caracteriza por poseer árboles de 5 a 15 m de altura, con troncos retorcidos y ramificados desde la base con diámetros no mayores a 50 cm y follaje verde claro formado generalmente por hojas compuestas, el que generalmente se pierde durante la época seca generando un paisaje muy contrastante y parecido a un matorral xerófilo, con la diferencia de una mayor abundancia de individuos y de diversidad de especies (Rzedowski, 1994).

El clima es cálido, con dos estaciones marcadas: la húmeda y la seca, esta última se extiende de 5 a 8 meses; la precipitación media anual varía de entre 300 y 1800 mm (siendo más frecuente entre 600 y 1200); en México la SBC se desarrolla entre los 0 y 1900 msnm siendo más frecuente debajo de los 1500 msnm donde la temperatura media anual está entre los 20° y 29° C pero la mínima extrema no es menor a 0° C (Rzedowski, 1994). Según la clasificación climática de Köppen (1948) el clima que coincide con este sistema vegetal es el Aw (Cálido con época seca larga y lluvias en verano principalmente) aunque también puede presentar BS (Seco y Cálido) y Cw (Subcálido con época seca larga y lluvias en verano principalmente).

La SBC se distribuye en la vertiente pacífica de México, donde cubre grandes extensiones prácticamente ininterrumpidas, desde el sur de Sonora, sureste de Chihuahua, hasta Chiapas-Centro América (Fig. 4); en los estados del norte de México y en Sinaloa, la Selva Baja está restringida a la vertiente occidental inferior de Sierra Madre Occidental sin entrar a la planicie costera; en el extremo sur de Baja California, en la depresión central del Istmo de Tehuantepec, en el sur de Tamaulipas, sureste de San Luis Potosí, Norte y centro de Veracruz, Noreste de Querétaro y Norte de la península de Yucatán (Rzedowski, 1994)

Generalmente la SBC presenta un solo estrato arbóreo, aunque puede llegar a tener dos; dada la ramificación de los árboles forma copas extendidas, de convexas a planas; el estrato arbustivo es muy abundante llegando incluso a generar condiciones de penumbra en el suelo, pero el estrato herbáceo es muy escaso si no es que nulo; son muy abundantes las leguminosas, tanto en especies como por número de individuos, presenta cactáceas candelabroiformes y columnares pero muy pocas Briofitas y Pteridofitas al igual que trepadoras y epífitas (Rzedowski, 1994). Los suelos de la SBC son más variados en textura que los de la SAP, pues presentan desde arcillas hasta arenas, por lo general son pedregosos y jóvenes, de pH ligeramente alcalino y ubicado por lo general sobre laderas de cerros (Rzedowski, 1994).

2.1.3 Las selvas como recurso

2.1.3.1 Ganadería

Dada la dificultad del terreno de las selvas para la agricultura y a los bajos precios de los productos agrícolas, sumado a que según la SEMARNAP (1997) tan sólo el 14% del territorio mexicano es apto para la agricultura y que menos del 26% de ese 14% tiene posibilidades de irrigación (SEMARNAP-INEGI, 1997), la ganaderización de las zonas tropicales se ha ido ampliando en una forma alarmante. Grandes áreas de ecosistemas selváticos se han ido sustituyendo por pastizales para sustentar una ganadería extensiva que, aunque menos efectiva, es más barata que la intensiva. Las estadísticas del medio ambiente de Semarnap-Inegi del año de 1997 indican que mientras la superficie de selvas tropicales disminuía drásticamente, la superficie ganadera pasó de 50 millones de has en 1950 a 130 millones de has en 1995 (SEMARNAP-INEGI, 1997), es decir que aumentó en un 260%, en el estado de Veracruz, por ejemplo, la superficie dedicada a la ganadería corresponde al 81% (5'936,840 ha) de la superficie estatal.

Es necesario que el gobierno mexicano promueva programas silvo-pastoriles adecuados, para lo cual es necesario que apoyen técnicamente a los campesinos y fortalezcan a las comunidades campesinas en sus ingresos, alimentación, servicios y estructura organizativa propia para que las familias campesinas puedan capitalizar y modernizarse (Scheinvar, 2003).

2.1.3.2 Agricultura

Las características orográficas y del suelo, la escasez de tierras, así como la falta de apoyo técnico, económico y la costumbre, han disminuido los tiempos de descanso de tierras en métodos de cultivo extensivos e intermitentes como el de “roza, tumba y quema” consistente en eliminar la vegetación herbácea y arbustiva, cortar los árboles grandes dejando pequeños tocones, quemar posteriormente todo para aportar suficiente materia orgánica, nutrientes y aumentar el pH del suelo para poder sembrar; después de la cosecha, el terreno tiene que ser abandonado durante grandes períodos para su recuperación,

este método, implementado desde tiempos prehispánicos por las culturas mesoamericanas, ha resultado efectivo durante varios siglos de cultivo para estas culturas indígenas (centro, sureste mexicano y Centroamérica); sin embargo, la disminución de los tiempos de reposo no está siendo suficiente como para permitir que la tierra se recupere. Se ha sugerido que los sistemas de montaña, principalmente las sub-húmedas y templadas, son más susceptibles a la degradación del suelo (principalmente hídrica) (SEMARNAP-INEGI, 1997).

En las nuevas políticas gubernamentales de carácter neoliberal, donde todo intento de socialización del trabajo y del capital es bloqueado, se culpa a la propiedad colectiva de la tierra y a la pobreza de la pérdida de cobertura vegetal para así promover su cambio a propiedad privada individual, sin embargo, la misma Secretaría del Medio Ambiente, en su informe ambiental de 1997, acepta que “el deterioro ambiental en el campo es un fenómeno extendido a toda la producción agrícola en general y no sólo a la que realizan los campesinos pobres”, pues la agricultura tecnificada, aplicada a partir de la llamada revolución verde de finales de los años cincuentas promovida por el Gobierno Federal de Ávila Camacho y la fundación Rokeffeller es “altamente demandante de agroquímicos (fertilizantes, herbicidas e insecticidas) que generan altos niveles de contaminación y degradación del suelo, implican un enorme gasto de energía basada en combustibles fósiles, y alta vulnerabilidad de las especies bajo cultivo, ya que esta agricultura está fundamentada en monocultivos extensos con poca variabilidad genética” (SEMARNAP-INEGI, 1997).

Uno de los resultantes actuales de la “Revolución Verde” en la actualidad, es la introducción de especies transgénicas (Chapela y Quist, 2001), diseñadas en su mayoría con genes dominantes que al recombinarse con especies silvestres hacen que estas últimas disminuyan su proporción, presentando un gran riesgo a la variabilidad genética de las poblaciones silvestres.

2.1.3.3 Aprovechamiento forestal

A pesar de la gran diversidad de las selvas tropicales, las especies consideradas como maderables son: *Brosimum alicastrum* (Ramón), *Ficus spp* (Amates), *Dialium guianense* (Guapaque), *Piscidia piscipulak* (Chijol), *Lysiloma bahamensis* (Tzalam), *Kordia dodecandra* (siricote), *Cedrela mexicana* (Cedro rojo), *C. odorata* (Cedro blanco) y *Switenia macrophylla* (Caoba) (CONABIO, 1998) de las cuales únicamente las tres últimas son consideradas como maderas finas.

Esta baja proporción de especies de madera fina, así como la baja densidad de individuos por hectárea, hace que las selvas tropicales sean consideradas como de bajo aprovechamiento forestal (Rzedowski, 1994). En 1997 a escala nacional se extrajo un total de 7'484,809 m³ de madera en rollo, de los cuales solamente el 3.42% (256,110m³) eran especies tropicales, y para 1998 solamente lo eran el 2.87% (248,018m³) (SEMARNAP-INEGI, 1999).

La búsqueda de estas especies, principalmente de caoba y cedro que únicamente crecen en selvas tropicales, por parte de los madereros de tala clandestina, tiene un muy alto impacto ecológico debido a que, los leñadores tienen que eliminar grandes extensiones de vegetación para poder llegar y hacer llegar su maquinaria al sitio de interés, donde al derribar un solo árbol éste arrastra consigo una inmensa cantidad de árboles que se encuentran amarrados a él, debido a la intrincada red de plantas y lianas que los unen entre sí. Al eliminar la cubierta forestal, la capa superior del suelo modifica sus condiciones micro climáticas de temperatura, luminosidad, humedad, etc. para finalmente perder su fertilidad por erosión.

La formación de empresas comunitarias de explotación intensiva (no extensiva) de la caoba y el cedro podría parecer una prioridad fundamental (Scheinvar, 2003) para la manutención de grandes extensiones de selvas mexicanas.

Productos no maderables

De acuerdo a la Ley Forestal (1992), se considera un recurso forestal no maderable “a las semillas, resinas, fibras, gomas, ceras, rizomas, hojas, pencas y tallos provenientes de vegetación forestal, así como de los suelos de los terrenos forestales o de aptitud preferentemente forestal”.

La utilización de productos no maderables por parte de las comunidades es producto del conocimiento adquirido a lo largo de cientos o miles de años, en su mayor parte por poblaciones indígenas y campesinas, puesto que forma parte del uso tradicional no devastador que dan a las selvas y a los bosques. Las estadísticas del medio ambiente de 1997 indican que en la selva existen más de 570 tipos de plantas de las que se extraen productos no maderables que generan 1.6 millones de toneladas de materia vegetal con valor de \$729 millones de dólares (SEMARNAP-INEGI, 1997), en 1994 representó \$75 millones de pesos; de ellos la resina alcanzó \$27.5 millones de pesos, el chicle \$8.4, la candelilla \$8.8, la palma camedora \$3.4 y los hongos comestibles \$2.6. del total de la producción, el 45% correspondió a la resina (Semarnap, 1995 en CONABIO, 1998).

De la SAP se extrae el látex del árbol del chicle (*Manilkara zapota*), base de la goma de mascar, de la que en 1972 se industrializaron 11,550 Toneladas por más de \$40 millones de pesos (Anónimo, 1973 en Rzedowski, 1994). Los rizomas del barbasco (*Dioscorea composita*) contienen sustancias del grupo de las sapogeninas que se usan para hacer hormonas esteroideas. En 1972 se industrializaron 11,550 toneladas por más de \$40 millones de pesos (Anónimo, 1973a en Rzedowski, 1994). La palma camedora (*Chamaedora sp*) es producida únicamente en selvas tropicales y es ampliamente utilizada y exportadas hacia los Estados Unidos para su uso como hoja de ornato y para la fabricación de papel moneda. (Rzedowski, 1994).

2.1.3.4 Territorio

Las selvas tropicales han constituido y constituyen el sitio de asentamiento y hábitat de cientos de grupos humanos que durante siglos han habitado, manejado y preservado estas áreas (Fig. 1), acumulando información y conocimiento hasta ahora desconocidos y minusvaluados por la ciencia. Cada vez es mayor el reconocimiento de los beneficios que el conocimiento sobre las plantas agrícolas y medicinales han aportado a la industria, a la ciencia y a la sociedad en general.

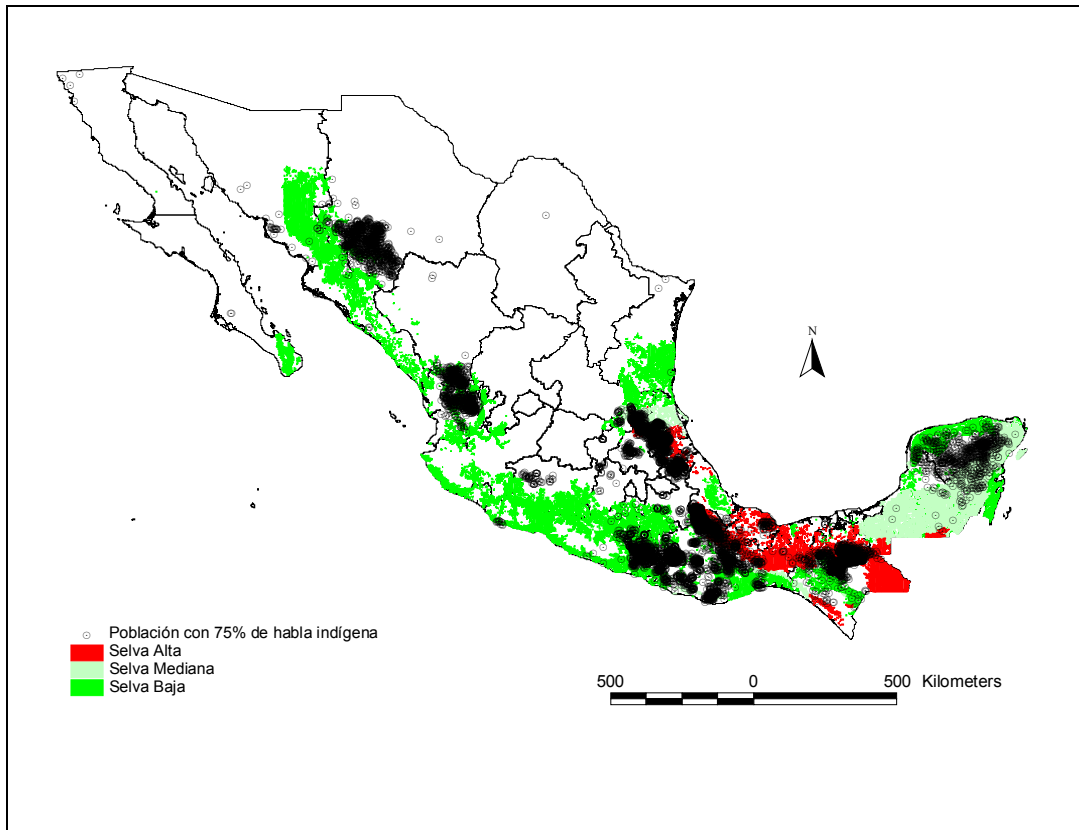


Fig. 1. Mapa de poblaciones con más de 75% habla indígena¹ y ubicación de selvas. Elaboración propia. Fuente: Cartas Conabio, 1999a; Conabio, 1999b; Conabio, 2003;

¹ Para el año en que la fuente fue realizada (antes de las reformas al artículo 3° constitucional de 2001) aún no se consideraba a los pueblos indios como “aquellos que descienden de poblaciones que habitaban en el territorio actual del país al iniciarse la colonización y que conservan sus propias instituciones sociales, económicas, culturales y políticas, o parte de ellas. La conciencia de su identidad indígena deberá ser criterio fundamental para determinar a quienes se aplican las disposiciones sobre pueblos indígenas” (Art. 3° Constitucional).

2.1.3.5 Fuente de germoplasma

En la actualidad, con el desarrollo de las técnicas moleculares y tradicionales de manipulación genética para la mejora de semillas y la generación de transgénicos, cada vez es mayor el interés de las empresas por poseer el conocimiento sobre el uso de estas plantas así como de su material genético, tanto de las ya conocidas como de aquellas por conocer. Por esto debería de ser una prioridad en Seguridad Nacional reconocer y proteger este conocimiento antes de que sea utilizado con fines de lucro por empresas privadas, desfavoreciendo a la población de bajos recursos como sucedió en Saskatchewan, Percy y Louise Schmeiser, Canadá, donde la empresa Monsanto ganó una demanda a campesinos cuyas parcelas fueron invadidas por semillas de cánola transgénica (ETC Group, 2004).

En 1994 la Rural Advancement Foundation International (RAFI, ahora llamado ETC group) realizó un estudio acerca de los beneficios que las plantas de comunidades rurales de América han aportado a los países industrializados del norte, y muestra una gran cantidad de casos en los que las empresas privadas han aprovechado el germoplasma americano, como es el caso del frijol y el maíz con ganancias de \$10 mil millones de dólares al año en Estados Unidos (Rafi, 1994; Etc Group, 1994; CONABIO, 1998).

2.1.3.6 Ecoturismo

El Ecoturismo o turismo de bajo impacto, consiste en el uso no consuntivo de los atributos escénicos y paisajísticos de la naturaleza (CONABIO, 1998). La gran diversidad, tanto animal como vegetal, así como los impresionantes paisajes que conforman las selvas tropicales, podrían hacer de este tipo de turismo una posibilidad para poder explotar de forma no devastadora los recursos naturales por parte de sus habitantes. Sin embargo, esta actividad, si bien fue planteada como posibilidad para generar una fuente de ingresos a los pobladores de las áreas selváticas, en los hechos no resuelve el problema, pues los habitantes de las selvas no cuentan con el capital necesario para realizar este tipo de inversión y por ende, terminan vendiendo sus terrenos a las grandes empresas dedicadas al turismo, o bien se convierten en trabajadores asalariados de las grandes empresas.

2.1.3.7 Medicamentos

En México, cerca del 50% de las plantas son usadas como alimento o medicina (SEMARNAP-INEGI, 1997). Siglos de experiencia han hecho de las comunidades indígenas una fuente de información y conocimiento sobre el uso medicinal de las plantas, baste mencionar los casos de las hormonas esteroides obtenidas del barbasco (*Dioscorea composita*) y el antídoto antiviperino contra el veneno de las nauyacas obtenido de la planta Nauyacol. Aunque durante muchos años fue menospreciado, actualmente se reconoce el valor potencial que representan todas estas plantas, sin embargo, la falta de información y la

“vista gorda” del gobierno mexicano, están haciendo que grandes empresas transnacionales como Monsanto y Novartis engañen a las comunidades ofreciendo de \$20 a \$40 pesos por cada planta medicinal entregada y explicada a los prospectores (Obs. pers.)

Según una comunicación de E.T.C. Group (1994), entre 1956 y 1976 el Instituto Nacional del Cáncer de los Estados Unidos evaluó alrededor de 35,000 plantas y animales en busca de compuestos contra el cáncer, sin embargo, este programa fue concluido en 1981 debido a su fracaso en identificar un mayor número de sustancias anticancerosas. Un estudio retrospectivo sobre este proyecto llegó a la conclusión de que, el porcentaje de probabilidades de encontrar especies valiosas pudiera haber sido duplicado si el conocimiento médico autóctono hubiese sido la única información utilizada para ubicar dichas especies. En la actualidad se estima que, más de 200 compañías e instituciones de investigación en todo el mundo están evaluando compuestos animales y vegetales en busca de propiedades medicinales (ETC-Group, 1994)

2.1.3.8 Sumidero de CO₂

El carbono es la fuente de todos los productos orgánicos que hay sobre y fuera de la Tierra. Por medio de la fotosíntesis, las plantas toman el carbono en forma de CO₂ y lo transforman en azúcares que son ingeridos por los animales, éstos, al morir y degradarse los regresan al ambiente. El aumento de las emisiones de carbono, resultado del excesivo uso de combustibles fósiles en la actualidad, ha generado un desequilibrio total en la distribución del carbono en la Tierra: hay más carbono en la atmósfera que en el suelo y como el carbono captura la energía solar, provoca un efecto invernadero en la temperatura global del planeta (PNUMA, 2001).

Se estima que antes del siglo XVIII el incremento del carbono atmosférico era menor a 0.01 millones de toneladas métricas de carbono por año, hoy en día las actividades humanas emiten a la atmósfera un estimado de 7.9 de toneladas métricas anualmente. Los océanos absorben ligeramente menos del 30% de este carbono y los ecosistemas terrestres poco más del 30%, pero el 40% restante se acumula en la atmósfera (PNUMA, 2001). Sin lugar a dudas, una forma de disminuir el proceso de acumulación de carbono es reducir sus emisiones, pero otra manera puede ser la de mantener la habilidad de los ecosistemas para absorber el carbono por medio de la fotosíntesis de su comunidad vegetal.

Las selvas y bosques son los ecosistemas terrestres más eficaces para capturar el carbono (Fig. 2), pero según un estudio realizado por el Programa Internacional por la Geosfera-Biosfera (en PNUMA, 2001) no todos los bosques ofrecen los mismos beneficios: aquellos que contengan los árboles jóvenes de rápido crecimiento absorben 30% más carbono que los de madera madura, pero un bosque más viejo guarda más carbono en el suelo.

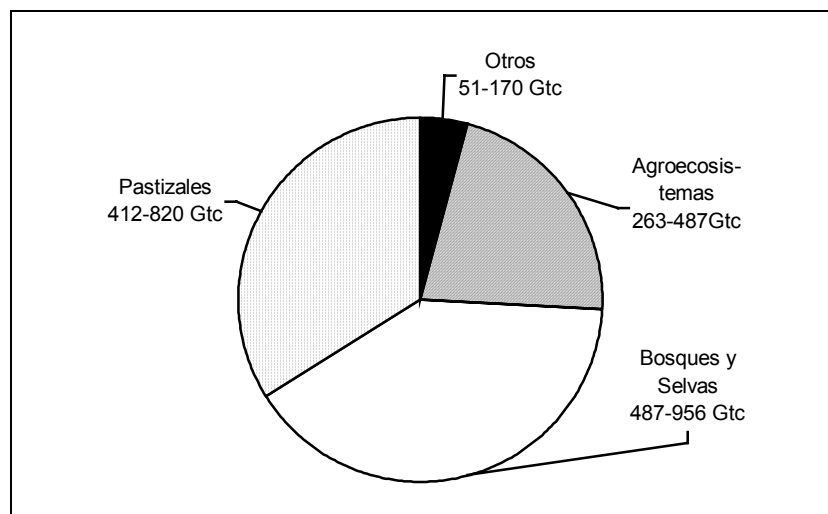


Fig. 2. Captura de carbono en ecosistemas terrestres. Fuente: PNUMA, 2001

La función de los bosques y selvas de México para capturar carbono representan un valor estimado de entre 650 a 3 400 dólares / ha. Asimismo, los bosques y selvas influyen sobre la regulación del clima, la captación de agua y la protección de cuencas y suelos manteniendo los procesos ambientales (SEMARNAP-INEGI, 1997).

2.1.4 Situación de las Selvas Mexicanas

El territorio mexicano está formado por 1'953,162 Km² (195'316,200 has) (INEGI www, 2004), de los cuales, potencialmente, según Rzendowski (1990 en CONABIO, 1998), su mayoría está conformado por matorral xerófilo (37.62%), seguido por bosques de coníferas y encinos (19.35%), bosque tropical caducifolio en tercer lugar (13.77%), bosque tropical perennifolio que ocupa el cuarto lugar (9.95%) y por pastizales (8.17%) en quinto lugar (Tabla 1).

El área considerada como trópico húmedo, es decir, en la que podrían dominar los bosques tropicales altos y medios se estima que comprende 22 millones de has e involucra a 335 municipios, de los cuales 251 están cubiertos en más del 75% por bosque tropical alto o mediano (Tabla 1) (Conabio,1998).

Según datos reportados por la Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAP-INEGI, 1997) México tiene una tasa de deforestación de entre 370 mil y 1.5 millones de has anuales. Pierde cada año entre 125 mil y 273 has de bosques y 189 mil y 500 mil has de Selvas, por lo que ya estaría entrando en los límites marginales de la conservación de bosques y selvas reportado por la FAO (mínimo: 250 mil y máximo 850 mil) (SEMARNAP-INEGI, 1997).

Tabla. 1. Cobertura territorial por tipo general de vegetación según vegetación potencial de Rzedowski (1999) y según uso de suelo actual (INEGI)

Vegetación	Rzedowski,* (Vegetación Potencial)	Semarnap, 1994 ** (Superficie Forestal)
Bosque tropical perennifolio	193,726.05 km ²	57,705.29 km ²
Bosque tropical subcaducifolio	63,127.27 km ²	
Bosque tropical caducifolio	268,220.30 km ²	109,046.79 km ²
Total	525,073.62 km ²	166,752.09 km ²
	1'953,162 km ²	
Territorio Nacional	195'316,200 ha	

* (Rzedowski, 1990 en Conabio, 1998). La superficie se obtuvo de la carta digitalizada en el Sistema de Información Geográfica de la Conabio.

** Calculado de Sernarnap, 1994 a partir del inventario forestal nacional

Para 1997 el gobierno mexicano había aceptado la pérdida de más del 95% de los bosques tropicales húmedos (SAP y Bosque Mesófilo) y calculaba que para ese período se destruían más o menos 150 mil y 200 mil Km² de los mismos (SEMARNAP-INEGI, 1997). Tan sólo de 1995 a 1998 la Secretaría del Medio ambiente reportó la autorización del cambio de uso de suelo para 4,524.77 has (45,247,700 km²) de selvas por terreno de diversos usos, principalmente infraestructura, pecuario y reforestación (SEMARNAP-INEGI, 1999).

La distribución de la Selva Alta en México ha disminuido drásticamente, quedando reducida a prácticamente menos de la cuarta parte de su distribución original; aunque no tan drástico, similar es el caso de la SBP, lo cual se puede observar en la Figura 3 y la Figura 4 donde se presentan, la distribución potencial de la Selva Alta Perennifolia y la de la Selva Baja Caducifolia reportadas por Rzedowski (1994) y la distribución real reportada para 1998 por CONABIO (2003) en sus mapas de uso de suelo.

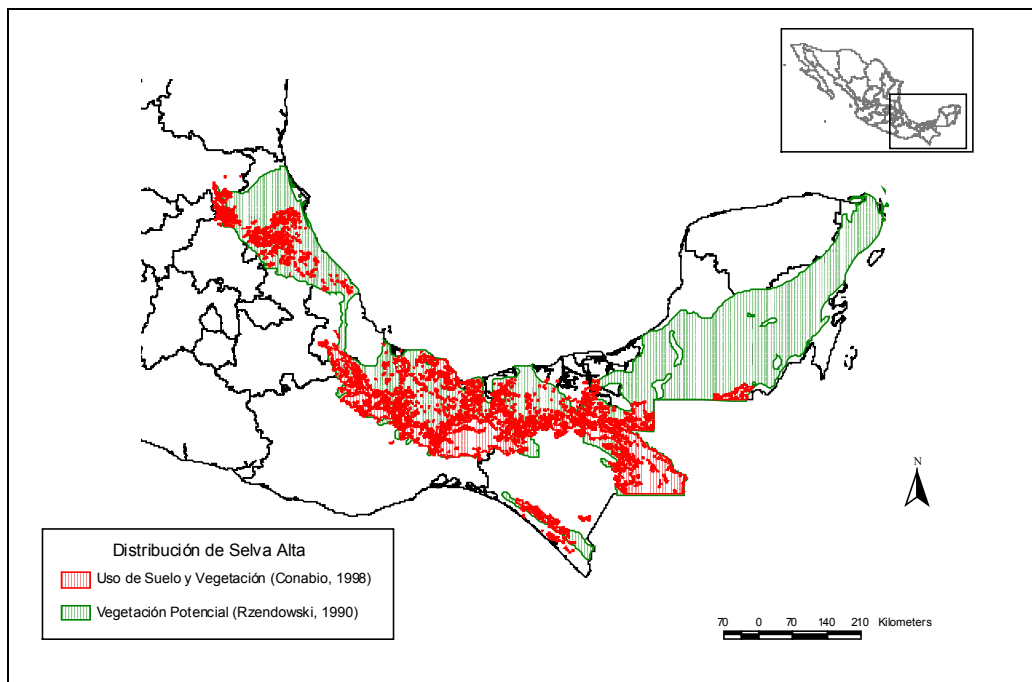


Fig. 3. Mapa de distribución potencial y uso de suelo actual de selva alta en México. Elaboración propia. Fuentes: Conabio, 1999a; Conabio, 2003; Rzedowski, 1990.

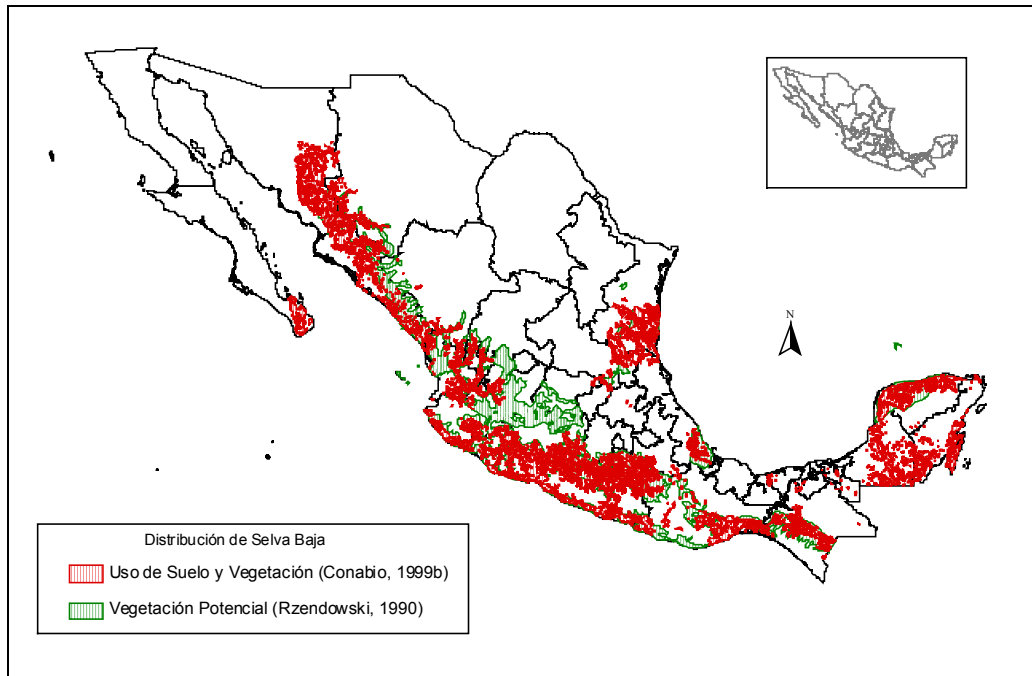


Fig. 4. Mapa de distribución potencial y uso de suelo actual de selva baja-mediana en México. Elaboración Propia. Fuentes: Conabio, 1999a; Conabio, 2003; Rzedowski, 1990.

Sin lugar a dudas, la tasa de deforestación podría ser levemente disminuida para que las selvas puedan seguir existiendo durante algunos años, mediante la instauración de programas de mejora de la cubierta vegetal y gracias a los procesos mismos de sucesión vegetal, sin embargo la actual carencia de cobertura vegetal ha tenido efectos mucho mayores a nivel de pérdida de suelos, los cuales, de por sí se encuentran en una situación desfavorable como se puede observar en la tabla 2, donde se muestra la superficie de suelo afectada, incluyendo no únicamente factores relacionados con la cobertura vegetal:

Tabla. 2. Superficie afectada por desertificación por proceso según niveles de desertificación 1987, (Km²)*. (SEMARNAP-INEGI, 1999)

<i>Proceso</i>	<i>Ligera</i>	<i>Moderada</i>	<i>Severa</i>	<i>Muy severa</i>	<i>Total</i>
Degradación biológica	248772.15 (12.6%)	725436 (36.9%)	562017.1 (28.6%)	422267 (21.5%)	1958492 (99.6%)
Degradación física	1598893.84 (81.3%)	106195 (5.4%)	234425 (11.9%)	2208.84 (0.1%)	1941723 (98.7%)
Degradación química	1775804.56 (90.3%)	71357 (3.6%)	63948.98 (3.3%)	47381.7 (2.4%)	1958492 (99.6%)
Ensalitramiento	380640.89 (19.3%)	26637 (1.4%)	6592.5 (0.3%)	25061.2 (1.3%)	438931.5 (22.3%)
Erosión eólica	103613.395 (5.3%)	648540 (33.0%)	844130 (42.9%)	343804 (17.5%)	1940087 (98.6%)
Erosión hídrica	711047.676 (36.1%)	675460 (34.3%)	400365.5 (20.4%)	169687 (8.6%)	1956560 (99.5%)
Sodificación	44127.95 (2.2%)	67491 (3.4%)	4647.47 (0.2%)	149288 (7.6%)	265554.3 (13.5%)
Global ²	67000.87 (3.4%)	541897 (27.5%)	708251.7 (36.0%)	641656 (32.6%)	1958806 (99.6%)

Los porcentajes son con respecto al total de territorio Mexicano considerado en 1994 que era del 967,186.3 Km² (196718630 ha)

2.2 La restauración ecológica

2.2.1 Conservación

Uno de los legados indeseables del progreso técnico ha sido la inmensa e internacional creación de áreas en las que los procesos estructurales de los ecosistemas han sido dañados, de forma que la tierra

no puede ser utilizada productivamente sin alguna mejora (Urbanska et al., 1997), por lo que la conservación ha pasado a ser un tema de prioridad a nivel internacional.

Actualmente, la conservación de la biodiversidad puede ser abordada de formas distintas:

Preservando estrictamente ejemplos representativos de ecosistemas para conservar su diversidad biológica, mediante la formación de Áreas Naturales Protegidas tales como: Reservas de la Biosfera, Parques Nacionales, Monumentos Naturales, Áreas de protección, Santuarios, Parques y Reservas Estatales y Zonas de preservación ecológica (CONABIO, 1998). La preservación de áreas naturales ha sido la salida que ha tomado el gobierno mexicano para conservar la biodiversidad; "... el mundo entero ha aceptado la creación de redes nacionales e internacionales de áreas protegidas, como una respuesta fácil al problema. Poco se ha evaluado o cuestionado su eficacia; las únicas reglas aceptadas han sido que más áreas son mejores que menos, y que las grandes áreas son mejores que las pequeñas... es evidente que... nuestra única opción ha sido la de apoyar ciegamente una sola acción: crear más áreas protegidas" (Alcorn, 1995). Es en esta línea en la que se han establecido poco más de 110 áreas en todo el país, sin embargo, "Existe un agudo contraste entre la situación legal de las áreas naturales protegidas en México y su situación real. En la mayoría de los casos, las áreas han recibido protección legal mediante decretos, pero ésta no ha podido llevarse a la práctica, ya que las áreas no cuentan con vigilancia, y menos aún con planes de manejo que permitan usar y conservar la riqueza biológica del área" (CONABIO, 1998). Mientras se continúe considerando a los habitantes del área como parte perturbadora del ecosistema y no como parte integrante, éstos tendrán que continuar "invadiendo" y "destruyendo" los ecosistemas como medio de subsistencia

También se han adquirido otras estrategias desde el punto de vista de **servicios ambientales** convirtiendo el ecosistema original en otro totalmente distinto, pero que se cubra con las características materiales y económicas de aquellos que deciden **manejar** el ecosistema; esta estrategia, aunque ha sido favorable en algunos lugares, también ha tenido fracasos, ya que estas especies pueden desequilibrar al ecosistema (Pennington y Sarukhan, 1968). Para ambos casos se han seguido estrategias para restaurar el ecosistema que está degradado.

2.2.2 Restauración

La restauración ecológica pretende la recuperación total o parcial, hasta alguna cierta condición en el pasado, de poblaciones biológicas y/o de hábitats que se extinguieron o dañaron (Stiling, 1992; Urbanska, et al., 1997). La disciplina de la ecología de la restauración debería ayudarnos a proveer una

base científica para la reconstrucción y funcionamiento de ecosistemas dañados o destruidos produciendo sistemas autosuficientes y resilientes² a daños subsecuentes (Urbenska et al., 1997)

En la Primera Conferencia Internacional en Ecología de la Restauración y Desarrollo Sustentable en 1963, se acordaron sus objetivos, dentro de los que se encontraban: “desarrollar metodologías experimentales y establecer estándares para el diseño de pruebas de campo y su evaluación” y “mejorar el uso de tecnologías para la restauración ecológica” (Urbenska et al., 1997); Vazquez-Yanez y Batis (1996) identificaron a la aplicación de técnicas silvícolas en plantas silvestres con el fin de ser utilizadas para su reintroducción en su región de origen, como una parte fundamental en la restauración ecológica y la determinación de estos métodos como una etapa fundamental en el proceso de domesticación. Precisamente esta tesis podría observarse dentro del ámbito de la ecología de la restauración dirigida hacia técnicas de propagación de *G. sepium*.

Dado que un ecosistema es el resultado de un proceso continuo de cambios ocurridos y que están relacionados entre sí, produciendo una compleja red ecológica en el tiempo y el espacio (Gómez-Pompa y Wiechers, 1979), la ecología de la restauración se basa en el estudio y manejo de los procesos sucesionales de un sistema ecológico (Vázquez-Yanes y Batis, 1996).

2.2.3 La sucesión

Después de algún disturbio que afecta un área natural, inmediatamente se inicia una serie de procesos naturales en los que una comunidad natural es sustituida por otra, conocidos como **sucesión**. Cuando este cambio temporal ocurre después de un disturbio que no alcanza a eliminar a todos los componentes vivos de una comunidad ni a destruir totalmente el suelo (como un incendio, una helada, eliminación de la cubierta vegetal, la apertura de un claro o perturbación del hombre) se le llama **sucesión secundaria**, la cual es mucho más rápida que la **sucesión primaria**, en la que se eliminan prácticamente todos los componentes vivos y el suelo (como en la erupción de un volcán, la retracción de un glaciar, la emersión de plataforma continental, o la formación de una ciudad pavimentada) (Gómez-Pompa y Wiechers, 1976; Gómez-Pompa et al., 1976; Stiling, 1992; Cano-Santana y Meave, 1996).

2.2.4 Las Especies Pioneras

La sucesión ecológica, ya sea primaria o secundaria, comienza con la colonización del área por especies pioneras (Gómez-Pompa, et al., 1976; Gómez-Pompa y Wiecher, 1979). Las especies pioneras, o también llamadas especies secundarias, son plantas que suelen ser heliófilas, tener un rápido

² Ecosistema que regresa rápidamente a su estado original luego de una perturbación (Chapin, 2002)

³ Conferencia realizada en 1996 en el Swiss Federal Institute of Technology en Zurich, Suiza (Urbanska, et al. 1997)

crecimiento, producir gran volumen de biomasa, presentar doseles con ramificaciones abiertas, viabilidad de semillas durante mucho tiempo, mecanismos de dispersión muy eficientes, mayor producción de semillas, ciclos de vida cortos, crecimiento continuo mientras los nutrientes y el agua estén disponibles, las hojas tienen vida corta y un alto índice de recambio (Vázquez-Yánes, 1980; Whitmonre, 1990).

2.3 La propagación y la reproducción de plantas

La propagación de las plantas por parte del hombre inicia de forma simultánea en distintos lugares del mundo cuando comienza la agricultura hace más de 10,000 años (Hartmann y Kester, 1997; Rodríguez, 1999); fue justamente el desarrollo de los métodos de propagación lo que le permitió al hombre permanecer en varios sitios durante largas temporadas y poder generar el excedente suficiente para el desarrollo de las primeras civilizaciones. Los primeros registros de asentamientos sedentarios agrícolas que se tienen en México son del año 3000 a. c. en Santa Luisa, norte de Veracruz (Conaculta-Inah, 1980), donde se reprodujeron plantas por métodos sexuales a través de semillas (maíz, calabaza, chile, aguacate, amaranto, frijol) y asexuales por tallos (nopal). También tenemos el caso de la propagación asexual de la papa por parte de los indígenas del Perú o del aguacate por los Mayas.

El ciclo de vida de las plantas y prácticamente de todos los seres vivos, incluye dos generaciones biológicas: la fase **gametofítica** o fase sexual, en la que las células dividen su núcleo mediante meiosis para obtener un juego completo de genes necesarios para crear un nuevo organismo (ploidía n); a estas células se les llama gametas. La segunda fase es la **esporofítica** o asexual, en la que las células se dividen por mitosis pues tienen más de un juego completo de genes (son $2n$, $3n$, etc.); a estas células se les llama somáticas. Aprovechando esta natural alternancia de generaciones, se han desarrollado diversas técnicas de generación de plantas, basándose tanto en la generación gametofítica como en la esporofítica. A las primeras se les da el nombre de **reproducción sexual**, pues requieren de la unión de dos gametas para poder generar un nuevo individuo y a las segundas se les llama **propagación asexual** o simplemente propagación vegetativa, pues no requieren de la fecundación para generar nuevos individuos (Rodríguez, 1999).

La **propagación vegetativa** es la multiplicación y producción de plantas usando propágulos de un genotipo específico; un **propágulo** es cualquier parte de una planta (estaca, yema, bulbo, corno, etc...) utilizado para producir una nueva planta (Hartmann y Kester, 1997).

La fase esporofítica de las angiospermas está caracterizada por prácticamente todo el cuerpo vegetal, pues incluye estructuras como raíz, tallo, hojas, flores y frutos, pero excluye las microsporas en el polen y la megaspora funcional en el óvulo, así como células descendientes, que constituyen la fase gametofítica.

Los **meristemos** son tejidos embrionarios indiferenciados que, a diferencia de los animales, se auto perpetúan en el cuerpo vegetal maduro y que por división celular producen células nuevas que se diferencian, para constituir tejidos maduros. A esta capacidad de las células vegetales (embrionarias o adultas) de desdiferenciarse y rediferenciarse, pudiendo incluso regenerar una planta completa se le conoce como **totipotencialidad** (Salisbury y Ross,1994), característica básica para lograr la propagación asexual de las plantas.

La **reproducción asexual** implica entonces la generación de plantas a partir de partes vegetativas como tubérculos, bulbos, hojas, tallos, rizomas, etc. (Iglesias et al., 1996) utilizando la capacidad totipotencial de estos tejidos para regenerar una planta completa independiente de la progenitora. Esta ocurre también de manera natural con la formación de hijuelos en la base del tallo (agaves, bromelias, helechos, etc.), formación de estolones (mala madre), tubérculos (papa), cladodios (nopal) (Rodríguez, 1999). Actualmente se utilizan varios métodos para reproducir vegetativamente a las plantas; los principales son (Linares, 1977, Iglesias et al., 1996; Krikorian y Smith, 1990):

Injertos: El injerto consiste en unir dos plantas con el propósito de perpetuar una o varias características genéticas de las mismas.

Estacas o Esquejes: Producción de nuevos individuos a partir de porciones de tallo, hojas o raíces;

Acodos: Los acodos consisten en generar raíces adventicias en tallos por medio de heridas.

Tallos y raíces especializadas: bulbos, cormos, tubérculos, raíces tuberosas, rizomas y pseudobulbos.

Cultivo de tejidos: Método de laboratorio en el que una pequeña muestra de tejido es cultivada y tratada con hormonas para su desdiferenciación. **Micropropagación:** Dentro de éste tenemos a cualquier método de cultivo aséptico que involucra la manipulación de órganos de plantas, tejidos o células que produce una población de plántulas, evitando los procesos sexuales normales o la propagación vegetativa no aséptica.

La propagación vegetativa tiene varias ventajas (Iglesias et al., 1996; Hartmann y Kester, 1997):

- Permite acortar los tiempos de desarrollo de las plantas, pues generalmente provienen de individuos adultos.
- Reduce ampliamente la probabilidad de fracaso por procesos de alta mortandad inherentes a procesos sexuales como, dispersión, germinación y establecimiento, en los que se pierde una gran parte de los individuos.
- Permite conservar un genotipo seleccionado.
- Mediante injertos se logra combinar más de un genotipo.
- Se puede utilizar para mantener, aumentar o reducir fases de desarrollo

- Permite evaluar la interacción de genotipos con el ambiente mediante pruebas clonales
- Suele ser más costeable (por unidad de propágulo) que la sexual

Pero por supuesto, también presenta desventajas (Eguiarte y Piñero, 1990; Iglesias et al., 1996):

- Pérdida de diversidad intra poblacional por falta de variación genética
- El riesgo de pérdida de plantaciones enteras por cambios climáticos o ataque de plagas y enfermedades es alto debido a que los genotipos son idénticos
- No todas las especies son susceptibles a ser propagadas asexualmente
- En ciertas especies (especialmente coníferas) es un método costoso

La desventaja más controvertida de todas, es la referente a la pérdida de diversidad genética que se ha observado en árboles sujetos a prácticas de manejo basadas en propagación vegetativa, ya que presentan niveles de diversidad genética mucho menores a las poblaciones silvestres de edad avanzada y a aquellas resultantes de la sucesión natural (Rájora, 1999).

2.4 Las Estacas

Se llama estaca a la parte de la planta que es separada de la planta madre para formar un clon (García, 2002). En las plantas se pueden diferenciar cuatro tipos de estacas de tallo según su madera (Hartmann y Kester, 1997) (Tabla 3): las de madera dura, es decir, las que tienen leño con alta cantidad de fibras libriformes⁴ que puede llegar a formar el 50 o 66% de la masa total; las de madera semidura; las de madera blanda (leño con baja o nula cantidad de fibras libriformes) y las carentes de leño o herbáceas (Strasburger et al., 1986)

Tabla. 3. Tipos de Estaca

Tipos de Estaca	[De Tallos	[De madera dura
				De madera semidura
				De madera blanda
				Herbáceos
		De Hojas		
		De Raíz		

El método de propagación por estacas de tallos es relativamente sencillo: consiste en cortar una porción de tallo "que contenga cuando menos una zona meristemática o yema lateral o terminal, con la

⁴ **Fibra Libriforme:** Célula alargada del xilema secundario con pared gruesa y lumen reducido con punteaduras simples y que asume una intensa actividad mecánica. (Dickison, 2000)

esperanza de que bajo condiciones propicias se desarrollen raíces adventicias⁵ e iniciar así una planta independiente" (Hartmann y Kester, 1997). La regeneración de raíces entonces, constituye el factor limitante principal del proceso de propagación por estacas, ya que sin éstas, la planta es incapaz de adquirir el agua y nutrimentos necesarios para la formación de hojas y demás estructuras, ni de adherirse al sustrato con la suficiente firmeza como para soportar el peso del aumento de biomasa.

2.4.1 El Tallo

Para entender la forma en que se originan las raíces adventicias en los tallos, es necesario entender su anatomía (Fig. 5): el tallo es la región de la planta que en su sección transversal está formada por Epidermis, Córtez y Estele, y en su radial por nodos y entrenodos, y que sirve de soporte para las hojas, flores y frutos así como medio de conducción de agua, sales minerales y transporte de carbohidratos adquiridos desde las raíces (Kozlowski y Pallardy, 1997; Dickison, 2000).

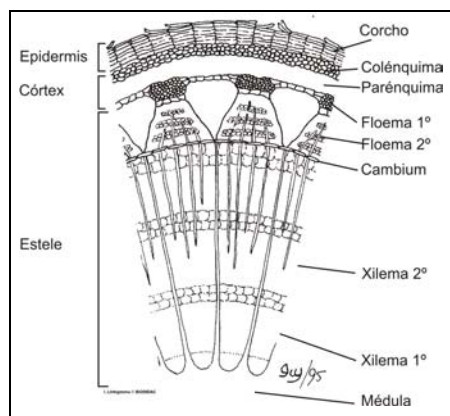


Fig. 5. Corte radial de tallo. Modificado de: Housemann, Biodidac www, 2004.

La **epidermis** es la interfaz entre el medio ambiente y la planta, es la región más externa del cuerpo vegetal, su función es la de protección, evitar la transpiración excesiva, aeración, almacenamiento de agua (Dickison, 2000). El **córtez** es la región de transición entre la epidermis y el Estele; está formado por colénquima, parénquima y fibras. Finalmente está el **estele** o cilindro central, que representa la parte más variable de los tallos e incluye los tejidos vasculares (**Xilema y Floema**) y tejidos fundamentales asociados (regiones interfasciculares, médula y periciclo).

Los **nodos** son yemas producidas por la yema apical y que durante el crecimiento de la planta son dejados a lo largo del tallo de forma periódica, y a partir de los cuales, preservándose, pueden desarrollar hojas, ramas y más nodos; al espacio que queda entre dos nodos sucesivos se le conoce como **internodo** (Kozlowski y Pallardy, 1997; Dickison, 2000)

El cambium vascular es un meristemo lateral compuesto de iniciales radiales y fusiformes que produce tejidos vasculares gracias a divisiones periclinales, se encuentra en tallos y raíces de plantas leñosas y es el responsable del crecimiento en grosor de la planta y, en su caso, del desarrollo del leño y

⁵**Adventicia:** Estructura generada a partir de un nuevo punto de crecimiento en una estructura ya establecida (Hartmann y Kester, 1997; Dickison, 2000)

del peridermo; generalmente se desarrolla en la región interfasicular entre el Xilema y el Floema, o bien entre el Periciclo y Floema en el caso de raíces (Dickison, 2000).

El crecimiento de las plantas, a diferencia del de los animales, no se presenta en todo el cuerpo, sino que únicamente se presenta en las zonas meristemáticas; el crecimiento de la planta en longitud, es resultado de la elongación de los internodos cercanos al meristemo apical y es un proceso que involucra una predominante división celular con subsecuente expansión celular. Según el centro de crecimiento se va desplazando progresivamente de las zonas inferiores hacia las superiores, la porción más baja (proximal) del internodo es la que madura primero y la distal la más joven (Kozlowski y Pallardy, 1997).

La **polaridad** es una cualidad inherente de las estacas de exhibir propiedades diferentes en sus partes opuestas (Hartmann y Kester, 1977), de forma que, aunque pongamos "de cabeza" la estaca, la sección que originalmente estaba más cercana a las raíces (proximal) será la que forme este órgano, mientras que la que se encontraba más lejana al suelo (distal) será la que tienda a formar las yemas de la punta.

2.4.2 Las Raíces Adventicias

Las raíces tienen varias funciones dentro de la planta: la anclan al substrato y constituyen el principal órgano de toma de agua y minerales, así como también almacenan nutrimentos (Dickison, 2000). En las plantas desarrolladas sexualmente, la raíz surge a partir de la radícula embrionaria que emerge de la semilla y se desarrolla en la raíz primaria; posteriormente, nuevas raíces llamadas secundarias emergen de la anterior hasta constituir el sistema de raíces (Esau, 1977; Lorbiecke y Sauter, 1999; Dickison, 2000). Existen dos formas morfológicas principales de raíz: las pivotantes, en las que la raíz primaria se mantiene como eje principal y una gran cantidad de raíces secundarias son desarrolladas a partir de ella y las fibrosas, formadas por grandes cantidades de raíces de igual tamaño siendo indistinguible un eje principal (Dickison, 2000).

El factor determinante del éxito en la propagación vegetativa por estacas es la formación de raíces adventicias, ya que las originales son sustraídas al formar la estaca. Los órganos adventicios son aquellos que son generados a partir de un nuevo punto de crecimiento en una estructura ya establecida, es decir, las raíces que no surgen a partir de la embrionaria son raíces adventicias, como por ejemplo las surgidas en conexión con yemas laterales o a partir de células parenquimatosas del tallo cuando el tejido es dañado (Hartmann, 1997; Dickison, 2000; Esau, 1977). La formación de raíces adventicias se da de forma natural en varias plantas, como en las monocotiledóneas, en las que la raíz primaria vive poco tiempo, en plantas acuáticas y en el maíz, entre otras; en varios casos, llegan a constituir el principal

sistema radicular de varias plantas (Lorbiecke y Sauter, 1999). También puede ser un evento que ocurra en respuesta a la cicatrización causada por heridas o agentes patógenos (Esau, 1977).

Son varios los factores que intervienen en el proceso de formación de raíces en una estaca: el tipo de madera o especie, la etapa de crecimiento y la época del año en la que se formó la estaca, condiciones ambientales, disponibilidad de agua y sistema de propagación utilizado (Hartmann y Kester, 1997; Sillon et al., 2000; Malamy y Ryan, 2001).

2.4.3 El Callo

Cuando se hace una herida en una planta, como por ejemplo cuando se corta una estaca, el proceso de cicatrización y regeneración comienza por la formación de una placa necrótica de suberina y de goma en el xilema que protege de la desecación y de patógenos. Posteriormente las células vivas marginales a la placa comienzan a dividirse hasta formar una capa de células parenquimatosas en varios estados de lignificación llamadas **callo**; finalmente, ciertas células comienzan a dividirse para iniciar las nuevas raíces adventicias (Hartmann y Kester, 1997).

El papel del callo en la formación de raíces aún no está del todo establecido, pues mientras en algunas especies su formación es indispensable para el desarrollo de las raíces, en otras es un evento totalmente independiente generalmente sucede que el callo se diferencia en algún órgano. A la formación del sistema aéreo y/o raíces adventicias a partir de callo se le llama **organogénesis**, pero también puede suceder que el callo forme un embrión, en este caso se hablará de una **embriogénesis** y es dependiente de citocinas y de auxinas (Salisbury, 1994).

En el caso de cultivo de tejidos, que es el más estudiado, se ha observado que si se cultiva parénquima de tabaco, soya u otra dicotiledónea con auxinas se forma una masa de células no especializadas, típicamente poliploides, dispuestas laxamente, a las que se conoce como **callo**. Si éste se mantiene en una relación mayor de citosina respecto de auxina, en el callo se producen células meristemáticas formadoras de yemas, tallos y hojas; pero si se reduce la relación de citosina respecto de la auxina se favorece la formación de raíces (Krikorian y Smith, 1990; Salisbury, 1994).

2.5 Las Fitohormonas

2.5.1 Definición

En fisiología animal, la definición de las hormonas es relativamente sencilla y homogénea entre los autores, pues en prácticamente todos los casos encontramos que, las hormonas animales son “mensajeros químicos producidos por glándulas de secreción interna, que son transportadas por el torrente

sanguíneo hacia las células blanco donde regulan los procesos metabólicos” (Ganong, 1992); sin embargo, en fisiología vegetal tenemos que las fitohormonas son:

“Substancias químicas mensajeras, que son activas a pequeñas concentraciones y en las que los lugares de producción y de acción son distintos ... de todos modos las fitohormonas a veces también son activos en el lugar de producción ... y actúan sobre muchos órganos y ejercen múltiples acciones” (Strasburger et al., 1986);

“Una hormona de planta es un grupo de sustancias orgánicas de ocurrencia natural que influyen procesos fisiológicos a bajas concentraciones” (Davies, 1990);

“Las fitohormonas son sustancias naturales de bajo peso molecular, efectivas en muy pequeñas cantidades que actúan como señales para estimular o inhibir el crecimiento o regular algunos programas de desarrollo de la planta” (Fosket, 1994);

“Mensajeros químicos que llevan información entre las células y así coordinan su crecimiento y desarrollo (Hopkins, 1995);

“Las hormonas son sustancias químicas de ocurrencia natural, de relativo bajo peso molecular presente dentro de las plantas (endógenas) en muy bajas concentraciones y cuya función es regular el crecimiento de la planta y su desarrollo” (Hartmann y Kester, 1997);

Además de variadas, estas definiciones presentan varias dificultades (Hopkins, 1995). En la mayoría de los casos solamente se tienen identificados sitios de alta concentración pero aún hay incertidumbre en la localización exacta de los de síntesis, lo que no permite hablar claramente ni de un sitio de síntesis, ni de un sitio blanco. En la mayoría de los casos se ha planteado que el efecto fitohormonal es dependiente de su baja concentración, sin embargo, este planteamiento está aún en disputa, pues hay quienes mencionan que no es la concentración de la hormona lo que afecta la respuesta de la planta sino la sensibilidad de las células blanco (Trewavas y Cleland, 1983) En otros casos aún no se conoce el efecto de las diversas concentraciones durante el desarrollo de la planta; algunas definiciones parten del hecho de que tiene que ser traslocada a otra célula. La misma concentración de una misma hormona puede ejercer diferentes respuestas en diferentes tejidos, especies, etapas del desarrollo o condiciones ambientales, por lo que falta un modelo molecular del amplio rango de respuestas que realizan (Leyser y Barleth, 1999), aunque también se ha observado que las fitohormonas pueden actuar en el mismo sitio en el que se piensa son sintetizadas; en muchos casos las investigaciones se ocupan del estudio de la acción de una fitohormona, pero cada grupo de hormonas afecta a una gran cantidad de eventos del desarrollo y muchos de estos eventos están influenciados por varias hormonas. En hormonas

animales, el proceso de funcionamiento de la hormona es relativamente conocido: la hormona o primer mensajero se une a un receptor de membrana que activa una proteína G, la cual activa a su vez a una adenil ciclasa que produce un segundo mensajero que activa a otras proteínas, sin embargo en las plantas este proceso aún no está totalmente documentado.

Aún falta mucho por investigar sobre las hormonas vegetales.

2.5.2 Las hormonas vegetales

A pesar de las diferentes definiciones, y con base al efecto que producen en la modulación del crecimiento y desarrollo de las plantas, los autores coinciden ampliamente en la existencia de cuando menos tres grupos y dos sustancias a las que se les ha identificado como Fitohormonas: las **Auxinas**, las **Giberelinas**, las **Citoquininas**, el **Etileno** y el **Ácido Abscísico** (Davies, 1990; Fosket, 1994; Salisbury y Ross, 1994; Hopkins, 1995; Kende y Zeevaart, 1997; Hartmann y Kester, 1997; Kozlowski y Pallardy, 1997; Dickison, 2000;). También coinciden en la de otras mucho menos conocidas como las **Oligosacarinas**, los **Brasinólidos**, y los **Jasmonatos**, (Fosket, 1994; Creelman y Mullet, 1997) además de otras más aún bajo discusión y estudio como el **Ácido Salicílico**, las **Poliaminas**, **Turgorinas**, **Estrigoles**, **sisteminas** y otras sustancias promotoras-inhibidoras de la germinación y crecimiento de la planta (Fosket, 1994; Creelman y Mullet, 1997).

2.5.3 Las Auxinas

Las auxinas fueron las primeras fitohormonas en ser descritas, y gracias a las cuales se inicia la investigación hormonal de las plantas. En 1928, Fritz Went, después de observar que los coleóptilos de avena se curvaban hacia la luz, los decapitó y colocó las puntas en un cubo de agar para que las “sustancias” de la punta de la planta difundieran hacia el bloque de agar, luego colocó el bloque asimétricamente en coleóptilos recién decapitados para que la “sustancia” difundiera del bloque hacia el coleóptilo, y observó que las células que se encontraban bajo el bloque de agar se elongaban mucho más que las del resto de la planta provocando la curvatura del coleóptilo; a esta “sustancia” le llamó **auxina**, del griego *auxein* que quiere decir incrementar (Davies, 1990; Salisbury y Ross, 1994; Fosket, 1994; Hopkins, 1995).

A partir de su descubrimiento, se han descrito varias sustancias sintéticas y naturales que, aunque de diferente estructura química, por tener efectos similares sobre las plantas, son identificados como auxinas.

Según Rojas y Ramírez (1993), con el término *auxina* se designa a cualquier fitohormona perteneciente al grupo *auxínico*, es decir, a todas las moléculas que, además de cumplir con efectos

similares sobre la planta, tengan un radical ácido o que sea fácilmente convertible a él, un anillo de uno a cuatro carbonos entre el carboxilo y el anillo, y ciertas consideraciones estéricas como la posición del grupo cloro. Existen tres grupos auxínicos: aquellos derivados del indol, los derivados del naftaleno y los del fenoxi, principalmente los fenoxiclorados (Tabla 4).

Tabla. 4. Algunas Auxinas.

Naturales :

- Ácido Índole 3-acético (*AIA*), es la auxina más abundante y la descubierta por Fritz Went,
- Ácido Índol-3-butírico (*IBA*),
- Ácido cloroindol 3-acético. Presente en semillas jóvenes de varias leguminosas,
- Ácido fenilacético,
- Indol 3-etanol, índol 3-acetaldehído, índol 3-acetonitrilo. Todos estos compuestos sirven como precursores del AIA y por tanto, su actividad puede ser debida a su conversión a AIA,

Sintéticas (también conocidas como reguladores del crecimiento vegetal) :

- Ácido naftalenoacético (*ANA*),
 - Ácido naftoxiacético (*Anox o BNOVA*),
 - Ácido naftilpropiónico (*ANP*),
 - Ácido 2,4-diclorofenoxiacético (*2,4-D*),
 - Ácido 2-Metoxi-3,6-diclorobenzóico (*Dicamba*),
 - Ácido 2,4,5-triclorofenoxi-acético (*2,4,5-T*).
-

Fuentes: Rojas y Ramírez, 1993; Salisbury y Ross, 1994; Hopkins, 1995.

Desde su descubrimiento, muchos estudios se han hecho sobre los efectos de las hormonas en las plantas, en la mayoría de los casos por medio de un ambiguo conjunto de métodos conocidos como **bioensayos**.

Los principales efectos que se les ha atribuido a las auxinas son:

Crecimiento celular: Las auxinas y las giberelinas son hormonas que promueven la elongación celular; una de las teorías más aceptadas que trata de explicar el mecanismo de esta acción es la del crecimiento ácido, la cual postula que las auxinas estimulan la secreción de iones hidrógeno a la pared celular, bajando el pH y activando los procesos de pérdida de pared celular y de toma de agua por la célula. Es de notar que a diferencia de las auxinas que únicamente actúan en tejidos dañados, las giberelinas (GA) tienen este mismo efecto en tejidos intactos, por lo que se cree que estas dos hormonas tienen alguna relación: al parecer las GA

mantienen la orientación transversal de las microfibrillas de celulosa⁶, mientras que las auxinas causan una reorientación de una posición oblicua-longitudinal a una transversal y (Kende y Zeevaart, 1997; Vuylsteker et al., 1998; Davies, 1990; Fosket, 1994).

Fototropismo y Gravitropismo : La primera observación que llevó a Went a realizar sus experimentos fue realizada por Darwin, quien observó que los coleóptilos y las ramas de plantas se curvaban hacia la luz proveniente de una ventana.. Posteriormente se comprobó que los coleóptilos se curvaban por acumulación de auxinas porque la traslocación de estas sustancias desde la yema apical es sensible a la luz; de igual forma las auxinas median la acción gravitrópica probablemente mediante los mismos mecanismos por los que es transportada polarmente (Davies, 1990; Hopkins, 1995).

Estimular la **diferenciación celular**: Jacobs en 1970, notó que si se decapitaban retoños de *Coleus* se reducía considerablemente la diferenciación de xilema, pero que este efecto se revertía con la aplicación de ácido indol acético; de igual manera, en cultivo de tejidos se observa que al aplicar auxinas a callos en cultivo, en la región adyacente se forma tejido vascular. Las auxinas sintetizadas en las hojas pequeñas de los retoños inducen la diferenciación de tejido vascular, regenera tejido vascular dañado (Davies, 1990; Hopkins, 1995).

Coordinar la **Dominancia apical**: Timan y F. Skoog, en 1934 decapitaron plantas de *Vicia faba*, aplicaron auxina a la superficie cortada y observaron que el desarrollo de yemas laterales se mantenía inhibido; la aplicación de inhibidores del transporte de auxina elimina este efecto por lo que se piensa que el flujo de auxinas desde la yema apical hacia las partes bajas de la planta inhibe el desarrollo de yemas laterales; al parecer, las auxinas no actúan solas, pues las citoquininas antagonizan el efecto de las auxinas y hay una relación directamente proporcional entre el contenido de auxina y la cantidad de ácido absícico presente en la yema lateral (Davies, 1990; Hopkins, 1995).

Inhibir la **Abscisión**: si se aplican auxinas a superficies de peciolo cortado distalmente a la capa de abscisión, la caída de la hoja puede retrasarse en comparación con los controles (Davies, 1990; Hopkins, 1995).

Desarrollar y elongar raíces: Las auxinas promueven el crecimiento de las raíces, pero sólo a bajas concentraciones: 10^{-8} M o menos, pues las altas concentraciones causan una significativa inhibición probablemente debido a la generación de etileno que conlleva la misma producción de auxinas, aunque en altas concentraciones pueden promover la iniciación de

⁶ La orientación transversal de las microfibrillas de celulosa está relacionada con la etapa de elongación de las células y la orientación oblicua-longitudinal con la de no crecimiento.

raíces secundarias (Hopkins, 1995; Salisbury y Ross, 1994). Del caso del desarrollo de las raíces se hablará más adelante en el capítulo de formación de raíces.

Que Pudiesen participar en procesos de **degradación de proteínas**: Este punto se encuentra aún en investigación, pero se han encontrado similitudes entre genes de señalización de auxinas y la de ubiquitinación de proteínas⁷, por lo que se cree que pudiera estar relacionada con la degradación de proteínas (Leyser y Berleth, 1999)

Otros efectos colaterales de las auxinas son:

- Promover la formación de Etileno (Hopkins, 1995)
- Aplicada exógenamente inhibe la formación de flores (Davies, 1990; Hopkins, 1995)
- Asegura la formación de flores femeninas durante la fase bisexual de plantas imperfectas⁸ (Davies, 1990; Hopkins, 1995)
- En algunas pocas plantas produce frutos partenocárpico⁹ (Hopkins, 1995)

Una característica peculiar de las auxinas es que, salvo pocas excepciones, su aplicación exógena a tejidos intactos no provoca respuesta alguna, únicamente tiene efecto en tejidos cortados en los que la fuente normal de auxina ha sido suspendida (Hopkins, 1995).

Ljung y colaboradores utilizaron análisis de espectrometría de masas para determinar las concentraciones de auxina presentes en distintas partes de *Arabidopsis* y encontraron que el sistema radicular presentó las mayores cantidades de AIA (38%), seguidos por las hojas jóvenes en desarrollo (33%), aunque por unidad de masa, las hojas jóvenes en desarrollo son las que tienen las concentraciones mayores de hormona (Ljung et al., 2001).

En tejidos vegetativos, la cantidad de AIA generalmente se encuentra en un rango entre 1 mm y 100 mm (5.7 a 570 nanomoles) por kg de peso seco (Ljung et al., 2001).

La biosíntesis de las Auxinas aún no está del todo definido, pero la teoría más aceptada es que son sintetizadas en el meristemo apical y hojas jóvenes en desarrollo, y de ahí son transportadas al resto de la planta; aunque experimentos recientes han encontrado que prácticamente todas las partes de la planta podrían ser capaces de sintetizar AIA *de novo*, principalmente las raíces en desarrollo. Las células de hojas, tallos o raíces viejas sintetizan muy pocas cantidades de auxina (Fosket, 1994; Hopkins, 1995; Ljung et al, 2001).

⁷La ubiquitina es una proteína muy conservada en los eucariotas que participa en el proceso de degradación de proteínas (Lehninger, 1982)

⁸Flores imperfectas: plantas que no tienen estambres y pistilos en la misma flor y que los sexos pueden estar en otras flores de la misma planta (imperfecta monoica) o separadas en plantas diferentes (imperfecta dióica)

⁹Fruto Partenocárpico: Fruto generado sin polinización.

Actualmente se conocen tres rutas biosintéticas del AIA a partir del triptófano y una independiente de éste pero a partir de un precursor del mismo (Kende y Zeevaart, 1997; Glawischnig et al., 2000; Ljung et al., 2001).

El transporte de las auxinas se da a través de células parenquimatosas que se encuentran en contacto con haces vasculares y siempre de forma polar, es decir, en los tallos siempre en sentido basipétalo (de la zona apical hacia la zona radicular) y en las raíces en sentido acropétalo (de la zona radicular hacia la zona apical) aún cuando la planta se siembre con las raíces hacia arriba y viaja a una velocidad de sólo 1 cm h⁻¹ utilizando energía metabólica en forma de ATP y mediante varias proteínas reguladoras del transporte como las PIN (Salisbury y Ross, 1994; Muday y Murphy, 2002).

2.5.4 El Ácido Indol-3-butírico (AIB)

El ácido Indol-3-butírico (AIB) (Fig. 6) es una fitohormona auxínica del grupo Indol. Anteriormente se creía que el ácido indol-3-butírico únicamente era sintético, pero en 1989 se aisló esta fitohormona a partir de extractos de hojas y semillas de maíz (Epstein et al., 1989), y ahora se sabe que esta sustancia es producida por varias plantas incluyendo *Arabidopsis*.

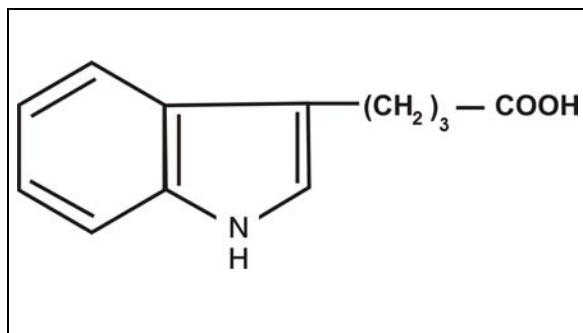


Fig. 6. Estructura del Ácido Indol-3-butírico

Aunque endógenamente menos abundante que el AIA, el indolbutírico es más efectivo que éste en la iniciación de raíces y por tanto es más utilizado en la propagación vegetativa por estacas (Zolman et al., 2000); generalmente se utiliza en su forma de “hormona de enraizamiento” o “enraizador”, que generalmente son auxinas sintéticas como ANA o IBA mezclada con ingredientes inertes como talco.

El IBA es activo pese a que se metaboliza con rapidez a IBA-aspartato y al menos otro compuesto conjugado con un péptido.

2.5.5 La Formación de Raíces Adventicias

El origen y desarrollo de las raíces adventicias es muy parecido al de las raíces laterales, ya que generalmente tienen un origen endógeno y surgen ya sea en los nodos o internodos, cerca del tejido vascular o creciendo a través de los tejidos localizados por arriba de su sitio de emergencia; en ramas jóvenes de dicotiledóneas y en gimnospermas las raíces adventicias surgen del parénquima interfasicular y en ramas viejas en los rayos vasculares cerca del cambium vascular (Esau, 1977; Hartmann y Kester, 1997; Lorbiecke y Sauter, 1999; Dickison, 2000; Malamy y Ryan, 2001;). En 1935, Went y Kenneth V.

Thimann demostraron que el AIA estimula la iniciación de raíces en cortes de tallo. A partir de entonces las auxinas se han utilizado como sustancias enraizadoras, siendo éste uno de los efectos más conocidos de estas sustancias.

El primer fenómeno que se advierte cuando va a producirse una raíz adventicia es una división radial intensa de las células de los haces vasculares o en células del periciclo alrededor del cilindro central, todas ellas se encuentran arrestadas en la fase G2¹⁰ del ciclo celular, al parecer las auxinas constituyen el estímulo a estas células para reactivar el ciclo celular. (Rojas y Ramírez, 1993; Salisbury y Ross, 1994). El estímulo de las auxinas sobre las células de los haces vasculares o del periciclo, termina en la formación de células fundadoras de raíz lateral, que continúan su división hasta formar un primordio de raíz lateral que contiene todos los tipos celulares de una raíz madura, el primordio se alarga, y desarrolla en su extremo apical un meristemo radicular que diferencia las iniciales del cilindro vascular y córtex; cuando los elementos vasculares se diferencian, las células parenquimatosas que están en la sección proximal al primordio también se diferencian en elementos vasculares, y proveen la conexión con los elementos correspondientes del órgano que se inicia, para luego crecer y madurar como raíz adventicia (Esau, 1977; ; Kende y Zeevaart, 1997; Vuylsteker et al., 1998; Malamy y Ryan, 2001).

Es poco lo que se sabe sobre el proceso de formación de raíces adventicias; en la mayoría de los casos los modelos se basan en los de las raíces secundarias puesto que se han encontrado muchas similitudes, sin embargo, no se puede decir que sea el mismo caso para el efecto de las fitohormonas, por ejemplo, las giberelinas son necesarias para la actividad del meristemo radical, mientras que su efecto ha demostrado ser negativo en el desarrollo de raíces adventicias (Rojas y Ramírez, 1993).

Aún dentro de las auxinas, los efectos del AIB en el enraizamiento son muy variados, en el Olivo (*Olea euroaeea*), el AIB a 3000 ppm aumentó la formación de raíces; en el árbol del hule (*Hevea brasiliensis*) a 200ppm resultó fitotóxica y en el aguacate (*Persea americana*) a 10000 ppm se obtuvieron buenos resultados (Rojas y Ramírez, 1993), *Buddleia cordata* enraiza mejor en concentraciones de 1500ppm, el enraizamiento de estacas de *Senecio praecox* se favorece con concentraciones de 100 y 10 ppm y *Dodonea viscosa* se ve desfavorecida con AIB (Ramos, 2001). En el caso de algunas especies tropicales tenemos resultados distintos: ni *Bursera simaruba* ni *Omphalea oleifera* ni *Gliricidia sepium* respondieron a concentraciones de 5,000 ppm o 10,000ppm (García, 2002).

El medio ambiente también puede influir en la formación de raíces y por ende en la distribución de auxinas en su interior. Malamy y Ryan (2001) mostraron que las plantas son capaces de controlar la iniciación de raíces laterales en respuesta a condiciones nutrimentales externas (principalmente en

¹⁰ La fase G2 del ciclo celular es la de reparación del material genético previo a la división celular y en el que la célula tiene dos pares de cromosomas.

respuesta a niveles de azúcares y sales de nitrógeno) y que la presencia de auxina en raíces puede ser modulada mediante estas señalizaciones nutrimentales.

2.6 La técnica de propagación por Estacas de tallo: El Estacado

Como ya se mencionó, en la propagación vegetativa por estacas de tallo una porción del mismo es separada de la planta progenitora y es inducida a formar raíces y yemas por manipulación química, mecánica o ambiental, produciendo una nueva planta independiente idéntica a la original (Hartmann y Kester, 1997).

Las ramas de los árboles a partir de las cuales se van a tomar las estacas deben ser ramas saludables, de plantas moderadamente vigorosas creciendo bajo luz directa del sol y libres de enfermedades. La madera seleccionada no debe provenir de retoños interiores, ni tener un crecimiento secundario demasiado marcado o anomalías en el patrón del largo de los nodos. Las estacas obtenidas de partes centrales y basales del árbol suelen ser las mejores y debe contener cuando menos dos nodos: la parte basal usualmente es cortada justo debajo del nodo y la parte superior de 1.3 a 2.5 cm del último nodo; como es difícil distinguir entre la parte superior e inferior de las estacas (recordar que tienen polaridad) se aconseja hacer el corte basal de forma oblicua (Hartmann y Kester, 1997; Rodríguez, 1999).

El largo de las estacas varía según el tipo de madera: 10 a 76 cm de largo para madera dura, 7.5 a 15 cm para semidura (como el caso de *Gliricidia sepium*) y de 0.6 a 5 cm de ancho. La madera de las estacas semiduras debe ser colectada en la madrugada cuando las hojas y tallos tienen una alta turgencia, y deberán ser colocadas en contenedores y dentro de bolsas de polietileno fuera del sol hasta que sean sembradas, para mantener la humedad (Hartmann y Kester, 1997).

No existe un medio de cultivo universal o ideal para el enraizamiento, sino que depende de cada especie. Las funciones del sustrato son: fijar la estaca durante el período de enraizamiento, proveer humedad para la estaca, permitir el intercambio de gases en la base de la estaca y crearle un ambiente oscuro para el desarrollo de la raíz (Hartmann y Kester, 1997).

El tratamiento de la base de la estaca con fitohormonas generalmente acelera el proceso de formación de raíces. Los métodos de aplicación de hormona son los siguientes (Rojas y Ramírez, 1993):

- a) Método de la solución débil: Se disuelve la auxina en alcohol de 96° y se agrega agua hasta lograr una disolución de concentración deseada; en esta solución se inmerge la parte basal de la estaca durante 8 a 12 horas y luego se planta.
- b) Método de la solución concentrada: Se hace una solución al 0.1% de auxina en alcohol de 50° y se mete en ella la parte basal de la estaca unos 5 segundos, se deja evaporar el alcohol al aire un momento y se planta.

c) Método del polvo: Consiste en mezclar la auxina con talco. Se mete el extremo basal de la estaca en la mezcla y se siembra.

Para un enraizamiento exitoso, se recomienda una temperatura promedio del medio de enraizamiento de 7°C para especies tropicales, una atmósfera que favorezca una baja pérdida de agua y mantenga el turgor en las hojas (una vez formadas), amplia luz (pero no excesiva) y un medio de enraizamiento limpio, húmedo, aireado y de buen drenaje (Hartmann y Kester, 1997).

3 Objetivos

3.1 General

Evaluar el potencial de propagación vegetativa por estacas de *Gliricidia sepium* para valorar su utilidad en la ecología de la restauración de selvas tropicales altas y bajas.

3.2 Particulares

- Conocer y evaluar el efecto de condiciones de humedad y temperatura (invernadero) en la propagación vegetativa por estacas de *Gliricidia sepium* provenientes de Selva Baja Caducifolia y Selva Alta Perennifolia.
- Conocer y evaluar el efecto de tres regímenes de riego en la propagación vegetativa por estacas de *G. sepium* provenientes de dos selvas tropicales diferentes.
- Evaluar la efectividad del ácido indolbutírico como inductor de la producción de raíces adventicias, callos y hojas en la propagación vegetativa de estacas de tallos de *G. sepium* provenientes de dos selvas tropicales diferentes.
- Medir el efecto que todos estos factores tienen en la formación de raíces adventicias, hojas y supervivencia de estacas de *Gliricidia sepium* provenientes de Selva Alta Perennifolia y Selva Baja Caducifolia, para determinar el método adecuado para la propagación de estacas recomendable.
- Elaborar recomendaciones de tipo práctico para la propagación vegetativa de *Gliricidia sepium*.

4 Hipótesis

4.1 Hipótesis de trabajo

- La propagación vegetativa por estacas de *Gliricidia sepium* es un método rápido y eficiente, con potencial de reproducirse rápida y masivamente.
- Las estacas enraizarán mejor a concentraciones medias de AIB.
- La formación de raíces adventicias se verá favorecida en las estacas que tengan mayor disponibilidad de agua.
- Las estacas enraizarán mejor en el invernadero cuyas condiciones ambientales sean más parecidas al sitio del campo que proceden.

4.2 Hipótesis Estadística (Hipótesis Nula)

- Las concentraciones de ácido indol-butírico aplicado externamente a las estacas de tallos de *G. sepium* no produce diferencias significativas en cuanto a la mortandad o producción de hojas, callos o raíces.
- La cantidad de agua en el sustrato no produce diferencias significativas en la producción de hojas, callos y raíces o mortandad de estacas de tallos de *G. sepium*.
- La mortandad o producción de hojas, callos o raíces de estacas de tallos de *G. sepium* no se verá afectada de forma significativa por la temperatura, la humedad ambiental o la concentración de hormona
- Las estacas de tallos de *G. sepium* provenientes de dos selvas diferentes no presentarán diferencias significativas en cuanto a mortandad o producción de hojas, callos o raíces con respecto a los diferentes tratamientos aplicados.

4.3 Hipótesis Estadística (Hipótesis Alternativa)

- Al menos alguna concentración de AIB provocará diferencias significativas en cuanto a mortandad o producción de callos, hojas o raíces en estacas de *G. sepium*
- Al menos un régimen de riego provocará diferencias significativas en cuanto a producción de hojas, callos raíces o mortandad en estacas de *G. sepium*
- Al menos una de las condiciones ambientales (humedad y temperatura ambientales) provocará diferencias significativas en la mortandad, producción de hojas, callos o raíces de *G. sepium*

- Las selvas de origen presentarán diferencias significativas en cuanto a mortandad, producción de hojas, callos o raíces.

5 Material y Método

5.1 Áreas de Estudio

5.1.1 Selva Alta: “Los Tuxtlas”, Veracruz

Las estacas correspondientes a la Selva Alta Perennifolia se obtuvieron a partir de ramas de individuos de *Gliricidia sepium* utilizados como cerca viva en parcelas de los poblados circundantes a la Estación de Biología Tropical de la UNAM, “Los Tuxtlas”.

La Estación de Biología Tropical, se encuentra enclavada en las estribaciones del Volcán de San Martín, casi al centro de la región denominada “Los Tuxtlas” en el Estado de Veracruz México (Fig. 7). Tiene una altitud que varía de los 150 m a sólo 4 km de la playa hasta los 530 m.s.n.m. Se localiza aproximadamente entre los 95° 09' de longitud oeste y los 18° 34' de latitud norte (Carabias, 1979; Ibarra, 1985; Dirzo, 1991; González et al. 1997).

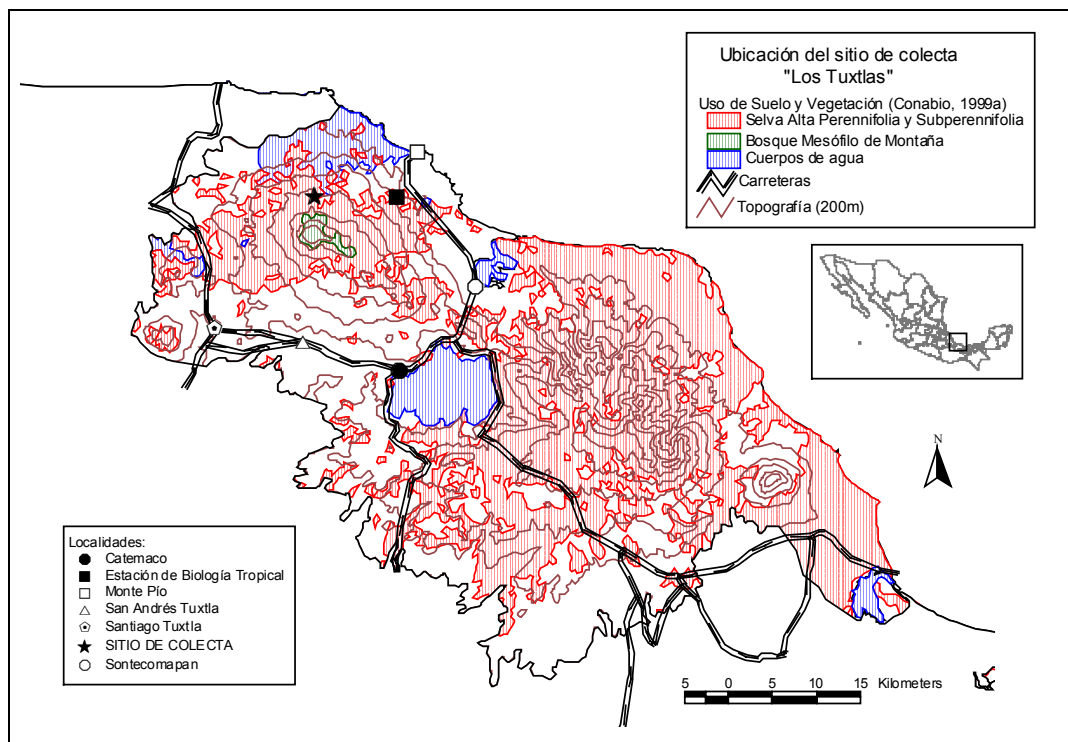


Fig. 7. Ubicación del sitio de colecta de selva alta: “Los Tuxtlas”. Elaboración Propia. Fuentes: CONABIO, 1998; Digital Chart of the world, 1999; Conabio, 1999a; Conabio, 2000; INEGI, 2002; Conabio, 2003.

Para 1968, la región de “Los Tuxtlas” estaba compuesta por diversos tipos de vegetación: Selva Alta Perennifolia, Selva Mediana Subperennifolia, Bosque Caducifolio, Selva Mediana Perennifolia, Selva Baja Caducifolia, Bosque de Pino Tropical, Encinares Semicálidos, Vegetación Costera, Vegetación de Esteros, Bosque Mesófilo de Montaña, Manglares, Matorral de Altura, Sabana y Comunidades de Zonas Inundables (Sousa, 1968; I.N.E.web, 2003);

La región de “Los Tuxtlas” constituye una Región Terrestre Prioritaria, ya que, entre otras características, constituye el límite norte de la Selva Alta en el continente, formando una zona de contacto biogeográfico, y es uno de los últimos relictos del país y un sitio que registra uno de los valores más altos de precipitación a nivel nacional (4,700 mm por año), desgraciadamente, y a pesar de lo anterior, en la actualidad el 74% de su superficie es de uso agrícola, pecuario o forestal (plantaciones) y la selva ha quedado reducida a tan sólo el 23% (Arriaga et al., 2000) (Fig. 8).

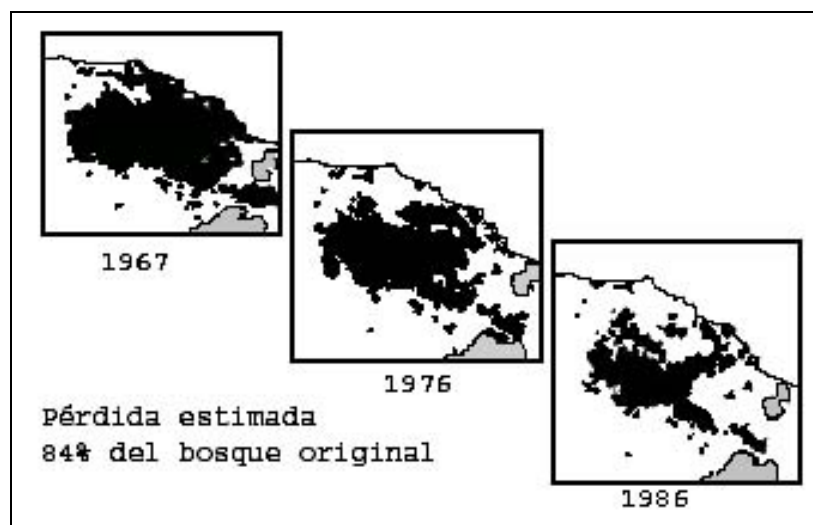


Fig. 8. Deforestación histórica del área de Reserva de la Biosfera “Los Tuxtlas”. Fuente: I.N.E. web, 2003

El 28 de abril de 1980 fue decretada como zona de protección forestal y refugio de la fauna silvestre, y de que el 13 de noviembre de 1998 fuera decretada como área natural protegida, el mapa de uso de suelo de 1999 para “Los Tuxtlas” reporta la existencia de Selva Alta Perennifolia y Subperennifolia, Bosque Mesófilo de Montaña, Bosque de Encino, Bosque de Pino, Manglar, Popal y Tular (ver figura 9)

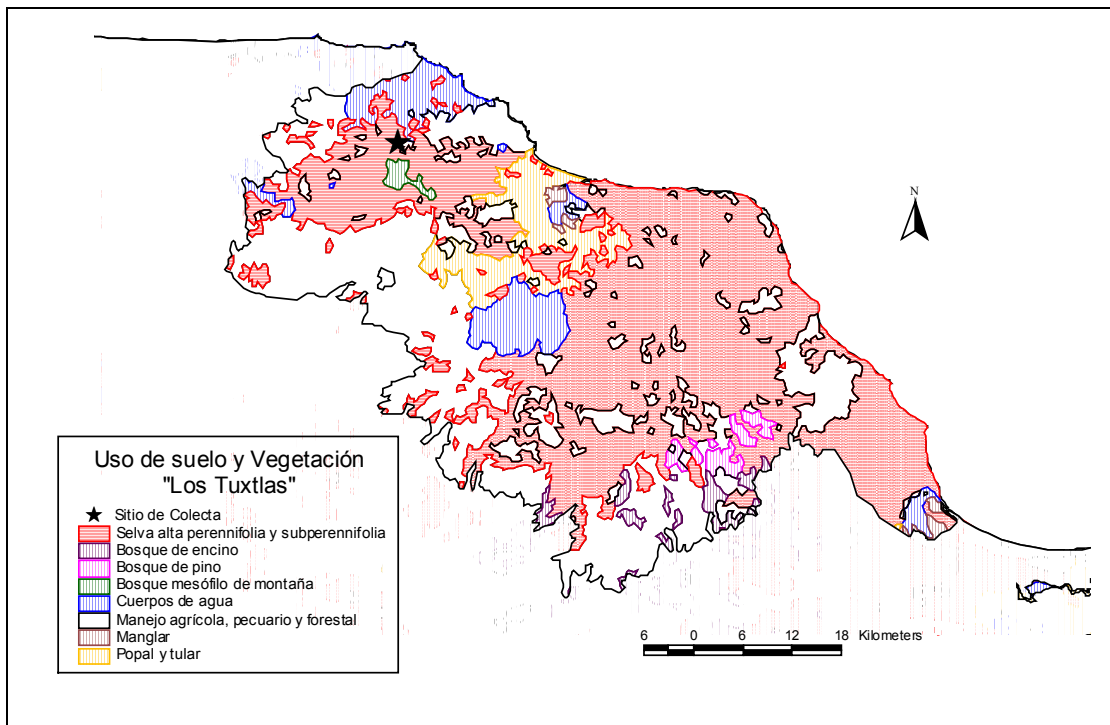


Fig. 9. Usos de suelo y vegetación de la reserva de la Biosfera “Los Tuxtlas”. Elaboración Propia.
Fuentes: Conabio, 1999a; Conabio, 2003.

Hasta antes de 1990, los datos de la estación meteorológica más cercana eran los de Coyame, ahora son los de Sontecomapan ($18^{\circ} 32'$ de latitud norte y $95^{\circ} 3'$ de longitud oeste a 86 m.s.n.m.) (IMTA, 1999). En la tabla 5 podemos observar los registros ambientales para ambos sitios.

Tabla. 5. Cuadro comparativo de registros ambientales de dos estaciones colindantes al área de estudio en “Los Tuxtlas”.

	<i>Coyamé</i>	<i>Sontecomapan</i>
Precipitación (mm)	4514.3	3454.7
Temperatura Promedio (° C)	22.8	23.8
Temperatura Máxima (° C)	28.4	28.4
Temperatura Mínima (° C)	20.6	20.2
Niebla	82.9	10.6
Evapotranspiración	82.9	105.6
Cobertura del cielo	24.6	30.1

Fuente: IMTA, 1999.

Se distinguen tres tipos de clima según Köeppen (1948) modificado por García (1964) (Soto y Gama, 1975; Ibarra, 1985; Arriaga et al., 2000):

- Af (m): Caliente húmedo con lluvias todo el año, con la precipitación del mes más seco mayor de 60mm, lluvia invernal baja (menor al 18%) y distribución de la precipitación con una clara concentración en los meses de verano. En altitudes desde 300 a 400 msnm hacia la vertiente orientada al Golfo de México.
- Am: Caliente húmedo con lluvias en verano y principios de otoño. En altitudes entre 100 y 300 msnm en la vertiente continentales y en la vertiente E, NE y SE desde el nivel del mar hasta unos 200 msnm de altitud.
- Aw: Caliente sub-húmedo con régimen de lluvias en verano.

Los meses más calientes son mayo-junio y los más fríos diciembre-enero. La época de lluvias se presenta en el verano (Soto y Gama, 1975).

Se han descrito para la región alrededor de 2,368 especies de plantas vasculares (Dirzo, 1991; González et al., 1997) pertenecientes a 143 familias y 607 géneros. En la región, se han encontrado 26 de las 41 especies de árboles de más de 18 m. de altura presentes en las selvas húmedas de la vertiente del Golfo y del Caribe. Alrededor del 75% de las especies de plantas se comparten con Centroamérica (bajo grado de endemismo). Sin embargo, alrededor de 30 especies están en proceso de ser descritas como entidades nuevas para la ciencia (I.N.E., web).

5.1.2 Selva baja: “El Garrapatal”, Veracruz

Las estacas correspondientes a la Selva Baja se obtuvieron en una brecha ubicada en el Estado de Veracruz, en el Km 162 de la carretera Federal Número 180 Tampico-Túxpan, al sur de Ciudad Tampico, Tamaulipas. (Fig. 10)

Las plantas de *Gliricidia sepium* se encontraban a lo largo de una brecha de unos 400 metros de largo con una ligera inclinación ascendente conocida por los campesinos del lugar como “El garrapatal”, debido a la alta incidencia de estos pequeñísimos y molestos ácaros.

Las plantas de las que se obtuvieron los propágulos eran utilizadas como cerca viva en milpas dedicadas al cultivo (en esa temporada) de jícama en su parte baja y de piña en la alta.

La brecha se encuentra en el límite norte del Estado de Veracruz, a tan solo 3 km del golfo de México. Según el mapa de Rzendowski (1990), se encuentra en una zona de transición entre bosque tropical perennifolio y bosque espinoso.

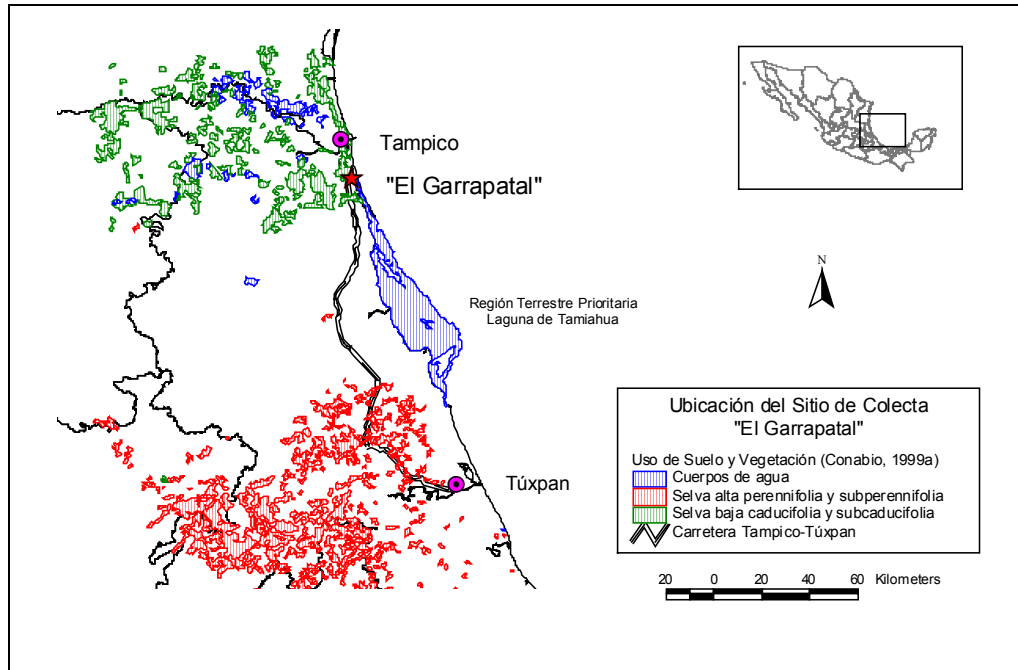


Fig. 10. Ubicación del sitio de colecta de selva baja “El garrapatal”. Elaboración Propia.
Fuentes: Conabio, 1999a; Conabio, 2003; Digital Chart of the World, 1999; INEGI, 2002.

El mapa de uso de suelo y vegetación elaborado por Conabio (1999a) muestra tres tipos de vegetación en la región (Fig. 11): Selva Alta al Sur en Tuxpan, Mediana a nivel de la Región Terrestre Prioritaria en “Laguna de Tamiahua” y Selva Baja al Norte, en la zona de colecta, con algunos manchones aislados de vegetación halófila y gipsófila, Popal y Tular, Bosque de Encino (a 3.5 y a 10 Km al sur del área de colecta) y Manglar. Sin embargo cabe señalar que todas estas áreas se encuentran fragmentadas por áreas de uso agrícola, pecuario o forestal, las cuales podrían constituir aproximadamente más del 60% de la superficie.

Esta región, junto con la de “El Cielo” en el Estado de Tamaulipas, constituyen las selvas bajas más al norte del continente, lo que las hace una zona de gran interés biogeográfico.

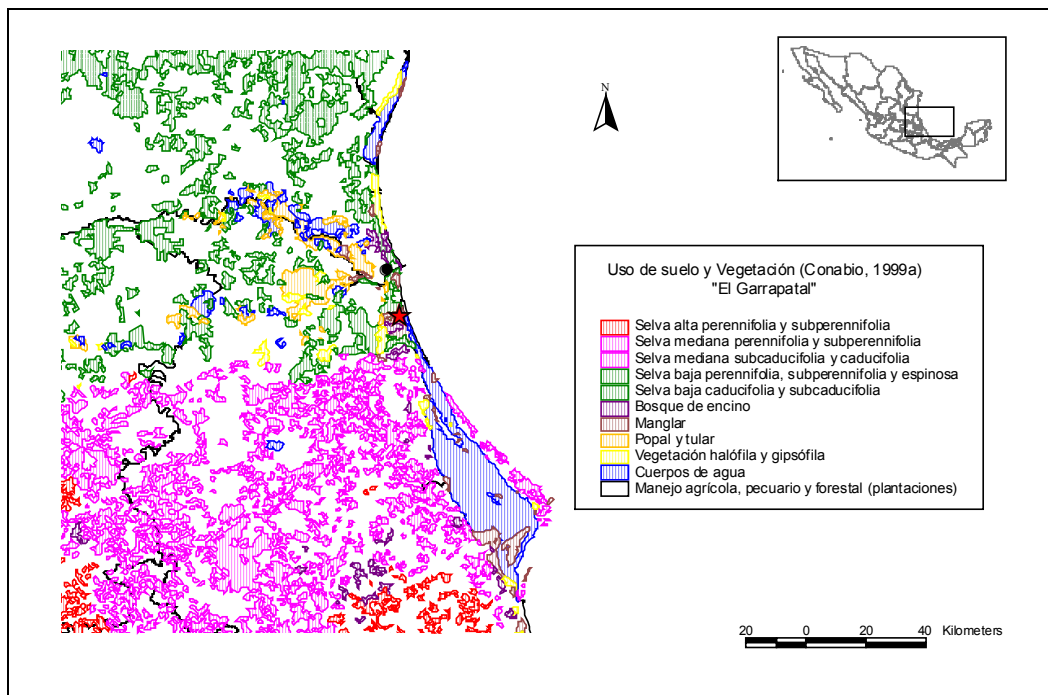


Fig. 11. Uso de suelo y vegetación del área de colecta “El Garrapatal”. Elaboración Propia.
Fuentes: Conabio, 1999a; Conabio, 2003; Digital Chart of the world, 1999; Inegi, 2002.

Los datos de la estación climatológica más cercana es la de Tampico, Tampico -DGE- (22° 22' latitud norte y 97° 87' de longitud oeste a 6 msnm) (Tabla 6).

Tabla. 6. Registros ambientales de la estación climatológica Tampico.

Precipitación (mm)	1087
Temperatura Promedio (° C)	22.2
Temperatura Máxima (° C)	28.0
Temperatura Mínima (° C)	20.4
Niebla	6.8
Evaporación	104.2
Cobertura del cielo	24.7

Fuente: IMTA,1999

Según el mapa elaborado por García y Conabio (1998) el clima predominante es el Aw, con tres variantes: Aw₁ en la zona de colecta, Aw₂ al sur y Aw₀ al norte:

- Aw₁ Cálido subhúmedo con temperatura media anual mayor de 22°C y temperatura del mes más frío mayor de 18°C. Precipitación del mes más seco menor de 60 mm; lluvias de verano con índice P/T entre 43.2 y 55.3 y porcentaje de lluvia invernal del 5% al 10.2% del total anual.
- Aw₂ Cálido subhúmedo, temperatura media anual mayor de 22°C y temperatura del mes más frío mayor de 18°C. Precipitación del mes más seco entre 0 y 60 mm; lluvias de verano con índice P/T mayor de 55.3 y porcentaje de lluvia invernal del 5% al 10.2% del total anual.
- Aw₀ Cálido subhúmedo, temperatura media anual mayor de 22°C y temperatura del mes más frío mayor de 18°C. Precipitación del mes más seco entre 0 y 60 mm; lluvias de verano con índice P/T menor de 43.2 y porcentaje de lluvia invernal del 5% al 10.2% del total anual.

5.2 Selección de la especie: ***Gliricidia sepium* (Jacq.) Steud.**

Gliricidia sepium (División: Magnoliophyta, Clase: Magnoliopsida, Subclase: Rosidae, Orden: Fabales (o Leguminosidae), Familia: Fabaceae o Papilionaceae, Cronquist, 1988) es una especie secundaria que muestra ser muy competitiva y tiene gran capacidad para establecerse como pionera en la regeneración secundaria (Pennington y Sarukhan, 1968, Vázquez-Yanes *et al.* 1999). Es un árbol abundante en las regiones tropicales (Fig. 12) (Pennington y Sarukhan, 1968; Parrotta, 1992; Vázquez-Yanes *Et al.* 1999). Esta especie es de crecimiento rápido, tiene asociaciones nodulares con bacterias como *Rhizobium sp* y/o *Bradyrhizobium sp* lo que le brinda una acción regenerativa de sitios perturbados al tener capacidad de fijar el nitrógeno atmosférico (Parrotta, 1992; Kadiata *et al.*, 1996). El establecimiento y la formación de nódulos en estacas recién sembradas se inicia entre el segundo y tercer año de plantadas, aunque investigaciones en actual proceso, indican que en propagación por semillas se comienzan a formar a partir de los dos meses (*com. pers.* Cervantes G. V., 2004). En su ámbito natural es común encontrar grupos de árboles de esta especie, debido principalmente a su alta producción de semillas, a su capacidad para soportar períodos prolongados de sequía, a su capacidad para germinar en suelos desnudos y pobres y por su tolerancia a los incendios. En plantas provenientes de semillas, el sistema radical es fuerte y profundo, con una raíz pivotante y raíces laterales en ángulos agudos respecto de la raíz principal. En plantas provenientes de estacas, las raíces son superficiales (Parrotta, 1992; Vázquez-Yanes, *et al.*, 1999). Alán y Barrantes (1998) demostraron que ciertos extractos de *G. sepium*, principalmente los provenientes de hoja y de raíz tienen un efecto alelopático sobre la germinación de semillas y crecimiento del semillas de varias especies tropicales.

Es nativa de las zonas bajas de México y partes secas de América Central (Parrotta, 1992; Simons y Stewart, 1998), aunque se ha distribuido por toda la costa del Golfo y parte oriental de Centro América y parte norte de Sud América, así como el Caribe (Fig. 12 F). Se pueden encontrar algunos árboles silvestres formando parte de selvas medianas perennifolias y en vegetación secundaria. Se cultiva ampliamente en América por lo que se encuentra distribuida en la vertiente del Golfo desde Tamaulipas, San Luis Potosí, norte de Puebla y Veracruz, hasta la península de Yucatán, y desde Sinaloa hasta Chiapas en la vertiente del Pacífico; comprende los estados de Campeche, Colima, Chiapas, Guerrero, Jalisco, México, Michoacán, Morelos, Nayarit, Puebla, Quintana Roo, San Luis Potosí, Sinaloa, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán (Vázquez-Yanes, *et al*, 1999).

Se utiliza como cerca viva (Fig. 12B) y actualmente se está investigando su capacidad como alimento de forraje para ganado¹¹ y como control de erosión del suelo (Parrotta, 1992; Meissner y Paulsmeier, 1995; Dzwela et al. 1997; Caceres y González, 1998; Clavero y Razz, 1999; Palma et al., 1999; Latt et al. 2001; Graham y Vance, 2003). En México se reporta que, aunque sirve de forraje para el ganado, la corteza y las hojas se usan como veneno principalmente para los ratones (Martínez, 1959 Simons y Stewart, 1998). Es una de las especies multipropósito más populares, con potencial para reforestación en todo Centro América debido a que es una especie nativa, de fácil adaptación, establecimiento y manejo, y tiene una notable capacidad de regenerarse vigorosamente, después de la acción perturbadora de un agente externo (heladas, ramoneo, corte o poda), es de rápido y fácil establecimiento, fijadora de nitrógeno, productora de muchas hojas y con características nutritivas para el ganado (Pennington y Sarukhan, 1968; Simons y Stewart, 1998; Vázquez-Yanes, *et al*, 1999).

Según Maximino Martínez (1937) algunos nombres que se le da en la República son: Cacahuanano, Cocuite o cocoíte (Oaxaca); Guie-niiza, Yaga-le (zapoteco, Oaxaca); Lipa-ca-sui-la (Chontál, Oaxaca); Tunduti (mixteco, Oaxaca); Cacahuananche (Michoacán, Guerrero, Sinaloa y Nayarit); Cocoite (Pichuacalco, Chiapas); Chanté, Mata ratón (Chiapas); Ujcum (tzeltal, Chiapas); Yaité (soconusco, Chiapas); Cuchunuc (Zoque); Cocomuite, Cocuite, Muiti (El Tajín, Veracruz); Frijolillo o Mata Ratón (Temascaltepec, México); Madre cacao (Q. Roo); Muites; Sayab, Sayaviab, Xab-yaab (Yucatán); Mata rata (Guerrero); Jelelte (huasteco, sureste de San Luis Potosí); Flor de San José (Suroeste de San Luis Potosí); Palo de corral (sureste San Luis Potosí).

¹¹ Sin embargo, las hojas tienen que ser procesadas previamente para su fermentación (ensilado).

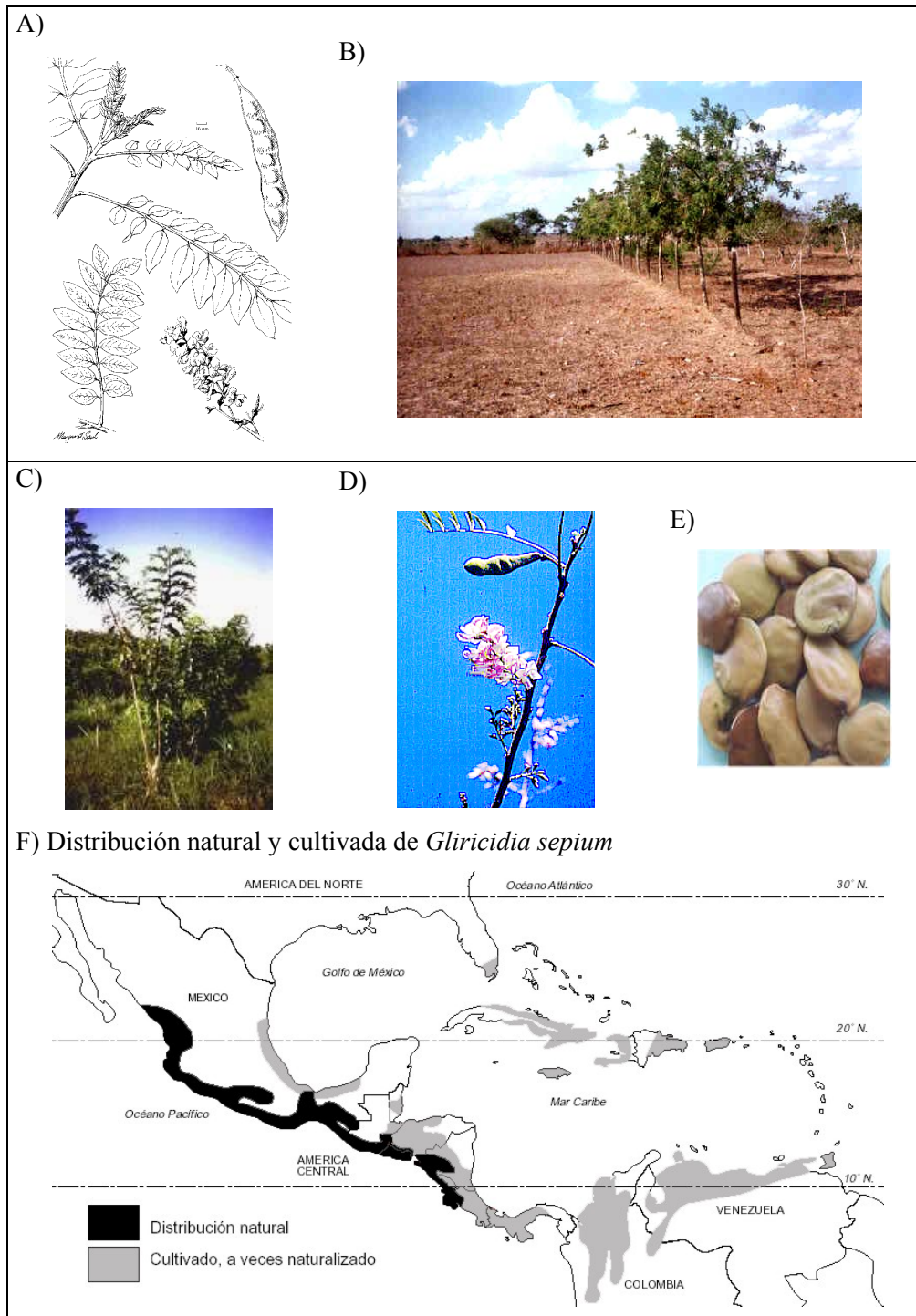


Fig. 12. *Gliricidia sepium*. A) Imagen tomada de Gutteidge y Shelton (www); B) Uso de *G. sepium* como cerco vivo (tomada por el autor, 2001); C) Planta de *G. sepium* propagada vegetativamente en campo (tomada por el autor, 2001); D) Flor (tomada por el autor, 2001); E) Semillas (tomada por el autor, 2001); F) Distribución natural y cultivada de *G. sepium* tomado de Parrotta (1992)

5.3 Colecta

A finales de marzo del 2001, con un intervalo de 2 días, entre las 4 y las 6 de la tarde, se colectaron estacas de *Gliricidia sepium* en dos localidades correspondientes a Selva Baja y Selva Alta, a finales de marzo del 2001 en los sitios denominados “El Garrapatal” y “Los Tuxtlas,” ubicados en el Estado de Veracruz, México. Se colectaron 720 estacas de cada localidad pertenecientes a 25 individuos de “El Garrapatal” y a 18 individuos de “Los Tuxtlas”, todos ellos estaban plantados como barrera vegetal a lo largo de las parcelas en que se nos permitió su colecta. Se escogieron ramas jóvenes y en buen estado, de no más de 3 cm ni menos de 1 cm de grosor, que fueron cortadas con ayuda de una garrocha en la parte más cercana al tronco principal. Las ramas extraídas de los árboles se cortaron in situ con tijeras de jardinería en segmentos de 19.5 a 30 cm de largo, procurando que cada segmento presentara cuando menos dos nodos (meristemas laterales); los cortes se realizaron en los entrenudos de la rama de forma diagonal en el extremo distal y transversal en el proximal para no perder la polaridad de las ramas. Para su traslado a la ciudad de México, se hicieron manojos de 20 estacas envueltas en papel periódico y colocadas en bolsas negras de polietileno que fueron etiquetadas para su posterior identificación.

5.4 Tratamientos

En las instalaciones del Instituto de Ecología de la UNAM, durante un período de dos semanas después de la colecta, las estacas de cada una de las dos selvas se sembraron en bolsas de plástico negras y fueron sujetas a dos condiciones ambientales, tres tratamientos de fito-hormona y un control y tres condiciones de riego; lo que nos dio un total de 48 tratamientos. De cada tratamiento se realizaron 3 repeticiones consistentes en tres bolsas con 10 estacas cada una (Tabla 7).

Previa a su siembra, las estacas de cada selva, por separado, se revolvieron con el fin de homogeneizar la muestra, se etiquetaron individualmente y se les aplicaron los tratamientos de fito-hormona. Éstos se realizaron con ácido Indol-butírico (AIB) en su forma comercial en polvo (RADIX, Diseño y control electroquímico S.A.), en concentraciones de 1000, 5000 y 10000 ppm.. Esta auxina se aplicó directamente introduciendo la superficie basal (corte oblicuo) de la estaca en el polvo. A los testigos sólo se les aplicó talco inerte (0 ppm)

Inmediatamente después de aplicar la hormona, se procedió al estacado. Se sembraron 10 estacas por bolsa, en bolsas negras de polietileno de 30 X 30 X 30 cm con capacidad para 5 litros. Se llenaron a $\frac{3}{4}$ partes de su capacidad con sustrato inerte (agrolita) y se etiquetaron previamente. Se escogió agrolita por ser un sustrato inerte, de partículas grandes, buena aireación y retención de humedad, buen drenaje, pH cercano a neutro y bajo contenido de sales solubles (Martínez, 1994) y sobre todo bajo costo.

Las estacas se colocaron en dos invernaderos de condiciones controladas del Instituto de Ecología de la UNAM. Uno de ellos, de ambiente húmedo cálido-tropical con nebulización de agua, y malla sombra al 30%, temperatura promedio de 21°C, máxima y mínima de 54° y 5°C respectivamente y humedad al 60%. El otro invernadero, de ambiente seco-cálido tropical sin nebulización de agua, con temperatura promedio de 14°C, máxima y mínima de 29°C y 1°C respectivamente y humedad al 30%.

Dentro de cada invernadero, a las bolsas se les aplicaron tres condiciones de riego a las que llamamos: Escaso, Medio y Abundante, que consistieron en riegos a capacidad de campo a intervalos de una vez (lunes), dos veces (lunes y miércoles) y tres veces (lunes, miércoles y viernes) a la semana respectivamente.

Tabla. 7. Cuadro de tratamientos

Localidad "El Garrapatal" (Selva baja)												
Invernadero:	Seco						Húmedo					
AIB (ppm)	0	1,000	5,000	10,000			0	1,000	5,000	10,000		
Riego:	Escaso	Medio	Abundante	Escaso	Medio	Abundante	Escaso	Medio	Abundante	Escaso	Medio	Abundante
Reps. *:	1 2 3	1 2 3	1 2 3	1 2 3	1 2 3	1 2 3	1 2 3	1 2 3	1 2 3	1 2 3	1 2 3	1 2 3
Localidad "Los Tuxtlas" (Selva Alta)												
Invernadero:	Seco						Húmedo					
AIB (ppm)	0	1,000	5,000	10,000			0	1,000	5,000	10,000		
Riego:	Escaso	Medio	Abundante	Escaso	Medio	Abundante	Escaso	Medio	Abundante	Escaso	Medio	Abundante
Reps. *:	1 2 3	1 2 3	1 2 3	1 2 3	1 2 3	1 2 3	1 2 3	1 2 3	1 2 3	1 2 3	1 2 3	1 2 3

* Cada Repetición comprende una bolsa con 10 estacas

Ya sembrados y aplicados los tratamientos, se hicieron revisiones periódicas de estacas escogidas al azar, hasta que la primera estaca sacara callo y/o raíz (tres meses después de la colecta). A partir de este momento, se comenzaron a medir periódicamente (cada mes o mes y medio), todos los parámetros:

- a) Presencia/ausencia de callo,
- b) Presencia/ausencia de raíz ,
- c) Presencia/ausencia de hojas y
- d) Supervivencia (vivo o no vivo) de cada estaca.

Los criterios para considerar las estacas como muertas, fueron: pérdida de turgencia o desprendimiento de la corteza en tres cuartas partes de la estaca o peso muy ligero a causa de la desecación.

5.5 Análisis de los datos

El diseño experimental fue completamente aleatorio. Se calcularon las frecuencias de presencia/ausencia de respuesta de cada factor estudiado; posteriormente sólo se consideraron los valores con respuesta.

Los resultados se estudiaron mediante el análisis de varianza múltiple (MMANOVA) y con la prueba de Tukey con 95% de confiabilidad utilizando la paquetería Statgraphics Versión 5.0. Los datos fueron normalizados mediante la prueba de arcoseno modificada con logaritmo ($57.2957799513 \text{ (ArcSen (Raiz(x/100)))}$) (Zar, 1984). Dado que el diseño experimental fue de: 2 orígenes, 2 invernaderos, 3 riegos y 4 concentraciones hormonales, el total de combinaciones fue de 48 tratamientos, dificultando la identificación de las diferencias inherentes a cada uno de los factores (Tabla 8) que afectaban al interior de alguno de ellos, por lo que también se hicieron MANOVAS dividiendo la base de datos por factor de interés (el que resultara significativo) y así poder explorar las interacciones al interior del mismo.

Tabla. 8. Factores y variables utilizados en los análisis.

<i>Variables</i>	<i>Factores</i>
Raíz	Invernadero (Seco y Húmedo)
Callo	Selva de Origen (SAP y SBC)
Hoja	Hormona (0, 1000, 5000 y 10000 ppm)
Supervivencia	Riego (Escaso, Medio y Húmedo)

En las gráficas que a continuación se van a presentar, se muestran los datos, de manera similar a los que muestra el análisis de tukey, como frecuencias promedio en porcentaje para que puedan ser útiles en trabajos futuros de tipo práctico, aplicados por forestales, agrónomos, viveristas, etc...

Se ajustaron curvas de respuesta en el tiempo mediante la paquetería TableCurve 2D v.3.0 para Windows. Las gráficas se realizaron con el programa Sigma Plot 2000 For FlyingRaichu v.6.0. Se utilizaron las curvas 8063 ($y=a+b(1+n)^{-((e+1)/e)n(e+1)^{(e+1)/e/e}}$; $n=\exp((x+\ln(e)-c)/d)$) y 8078 ($y=a+b(\tan((x-c)/d)+p/2)/p$) de dicha paquetería.

Los mapas utilizados en esta tesis fueron realizados a partir de la base de datos en línea de la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (Conabio) y manipulados mediante el programa ArcView GIS 3.2

6 Resultados

6.1 Global

Se sembró un total de 1440 estacas, de las cuales el 9.8% (142) formaron raíz, 4.9% (71) callo, 25.76% (371) hoja, el 6.8% (99) sobrevivió, siendo que el 52.74% (757) murieron. Las frecuencias se observan en la figura 13.

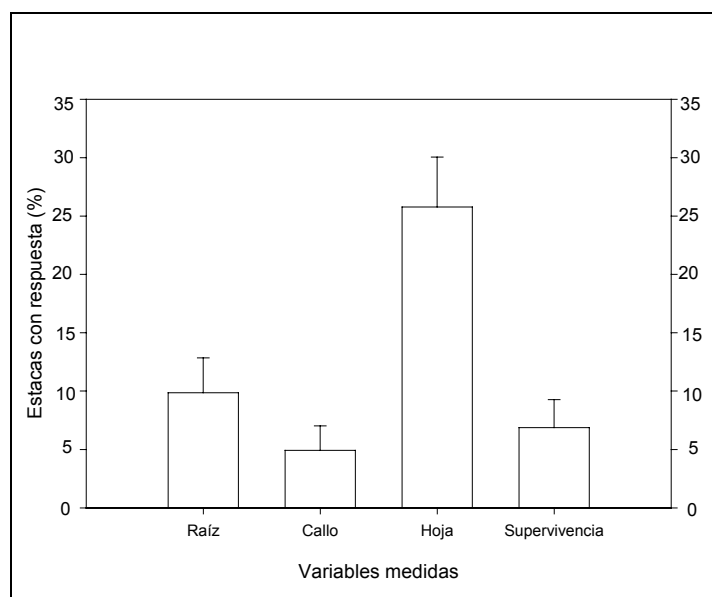


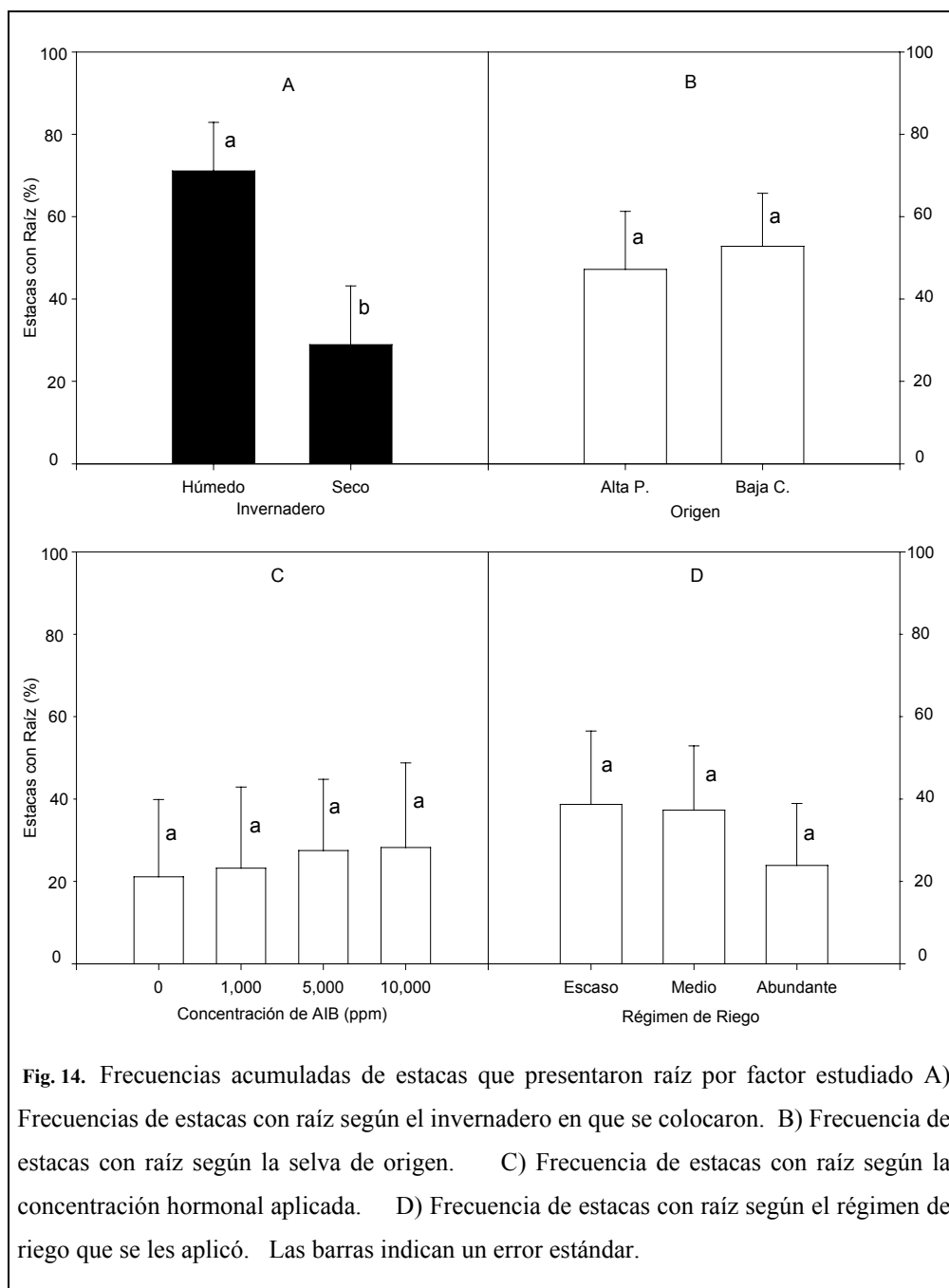
Fig. 13. Porcentaje de respuesta, por variable medida, del total de estacas sembradas.

Dado que la tesis tiene un propósito práctico, a partir de ahora, en los resultados se dará la información del análisis de varianza y se presentarán los datos en porcentaje considerando al total de las estacas con respuesta (de todas las muestras) como 100%, con el propósito de que una vez enraizadas, se pueda tener una predicción de cuántas estacas se tienen para transplante al campo después de un tiempo determinado. Las Tablas de MANOVA, así como las de Análisis de Rango Múltiple se presentan en los Apéndices: I para Raíz, II para Callo, III para Hoja y IV para Supervivencia.

6.2 Raíces

En la figura 14 se muestran los porcentajes de enraizamiento de las estacas que mostraron respuesta, en la que se representa que proporción provenía de cada tratamiento. El análisis de varianza múltiple mostró que, de los factores estudiados, el único que presentó diferencias significativas en cuanto

a formación de raíces, fue el invernadero en el que se colocaron las estacas ($F_{(1,143)} = 26.01$; $P = 0.00001$), así como la interacción entre concentración de fitohormona con el origen de las estacas ($F_{(3,143)} = 2.743$; $P = 0.0474$). Pero ni éste, ni las distintas concentraciones de hormona aplicadas, ni los regímenes de riego, mostraron tener una influencia significativa en la producción de raíces (Figs. 14 B, C y D), aunque en el caso del riego se puede ver una ligera tendencia a reducir el porcentaje de enraizamiento cuando las estacas se regaron tres veces por semana (Régimen de Riego Abundante).



El invernadero húmedo contribuyó con el 71.1% de las estacas enraizadas, mientras que el invernadero seco contribuyó con 28.9%. Al desglosar los factores que pudieran afectar el enraizamiento en los invernaderos (Fig. 15), obtuvimos que al interior de cada invernadero había dos interacciones que resultaron ser significativas: Invernadero-Origen ($F_{(1,143)}=10.046$; $P=0.002$) (Fig. 15A) e Invernadero-Régimen de Riego ($F_{(2,143)}=3.151$; $P=0.0473$) (Fig. 15B).

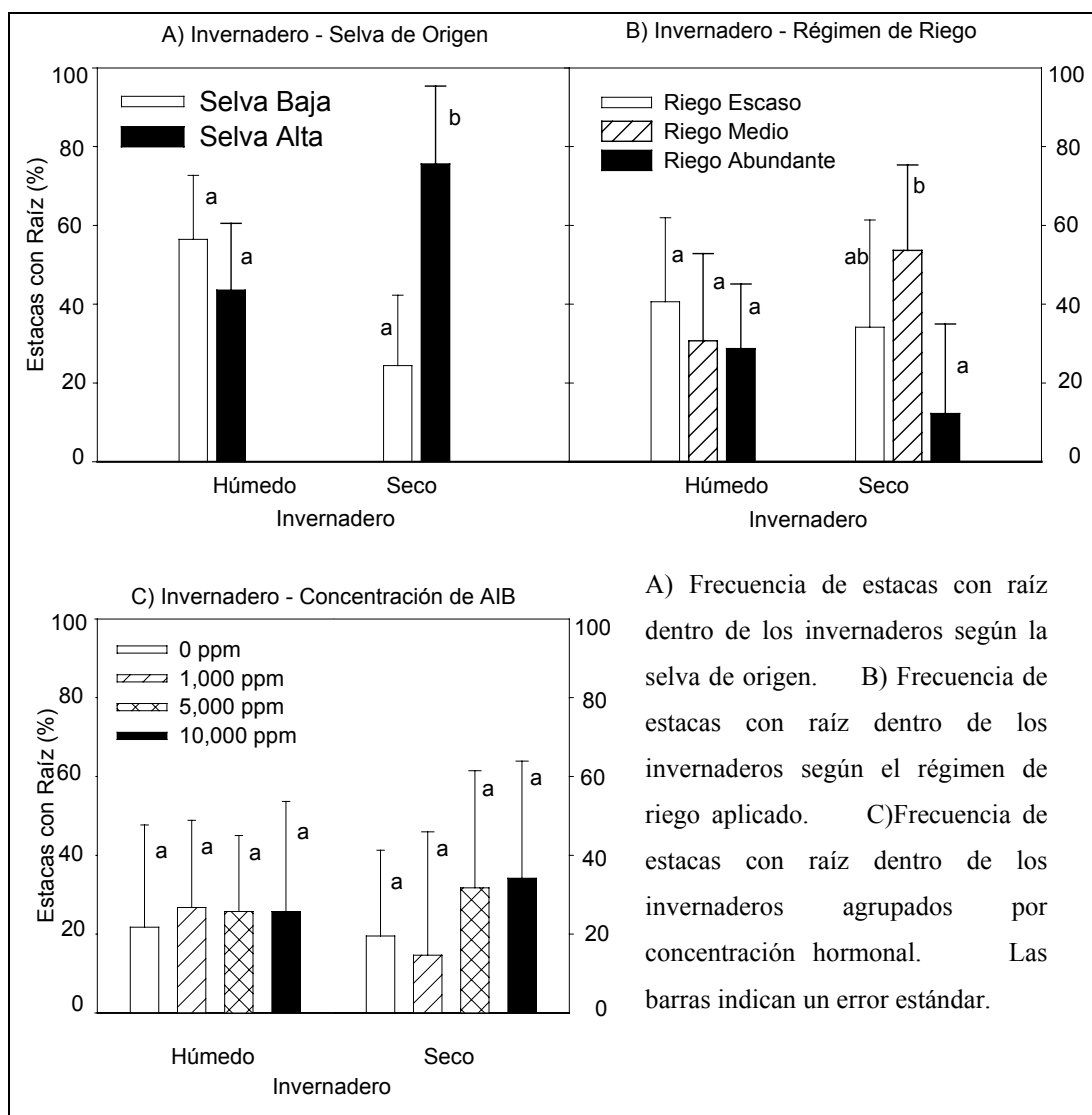


Fig. 15. Frecuencias acumuladas de estacas con raíz por factor, según invernadero.

En el caso del Invernadero-Origen (Fig. 15A), el análisis de rango múltiple indica que al interior del invernadero húmedo ambos orígenes no presentaron diferencias significativas, no siendo el caso del invernadero seco, en el cual las estacas de la Selva Alta produjeron mayor cantidad de raíces (75.6%) que las de la Selva Baja (24.4%). En el caso de la interacción del invernadero-Régimen de Riego (Fig.

15B), el análisis de rango múltiple muestra de igual forma que, únicamente al interior del invernadero seco se obtuvieron diferencias significativas entre los tratamientos de riego medio y abundante, donde el primero obtuvo los mayores valores de enraizamiento (53.7%) y el segundo los menores (12.2%). Ninguna de las diferentes concentraciones de fitohormona aplicadas afectaron de forma significativa la producción de raíces al interior de los invernaderos (Fig. 14C).

Para el caso de la interacción entre origen y AIB (Fig. 16) obtuvimos que aunque el MANOVA general muestra diferencias significativas entre los orígenes, el Análisis de Rango Múltiple no muestra diferencias (Fig. 16), aunque puede observarse una tendencia en la selva alta a aumentar el enraizamiento con aplicación de AIB.

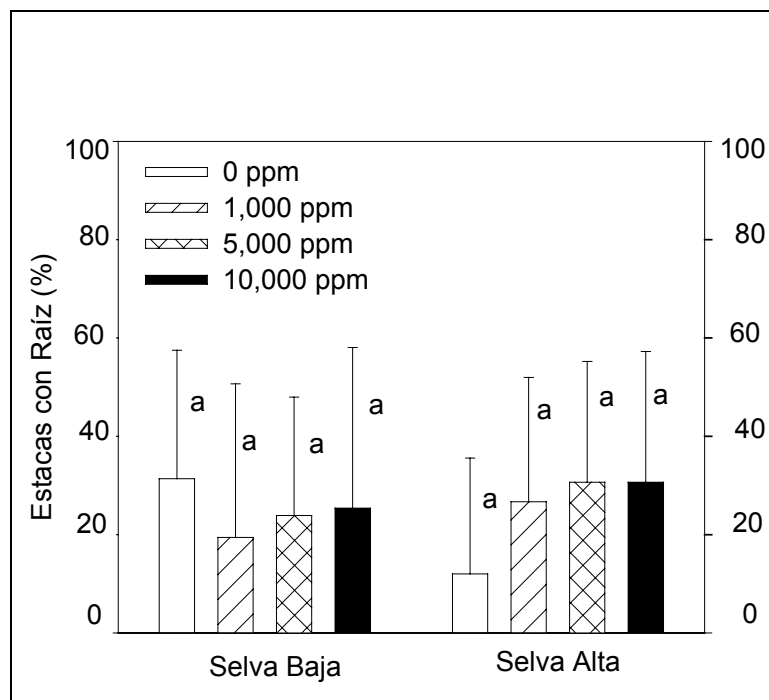


Fig. 16. Frecuencias acumuladas de estacas con raíz por origen y concentración de AIB. Las barras indican el error estándar una vez.

El ajuste de los datos en cuanto a producción de raíces en el tiempo (Fig. 17) mostró una relación altamente indicativa de tipo gaussiana ($r^2 = 0.9950$; $P = 0.00007$). La curva indica que a partir de los 40 días se comenzaron a observar los primeros indicios de enraizamiento, a los 5 meses y medio el 83.3% del total de estacas con respuesta ya tenían raíz, posteriormente la curva decrece hasta estabilizarse hacia el final del experimento con cerca del 10% de estacas con raíz.

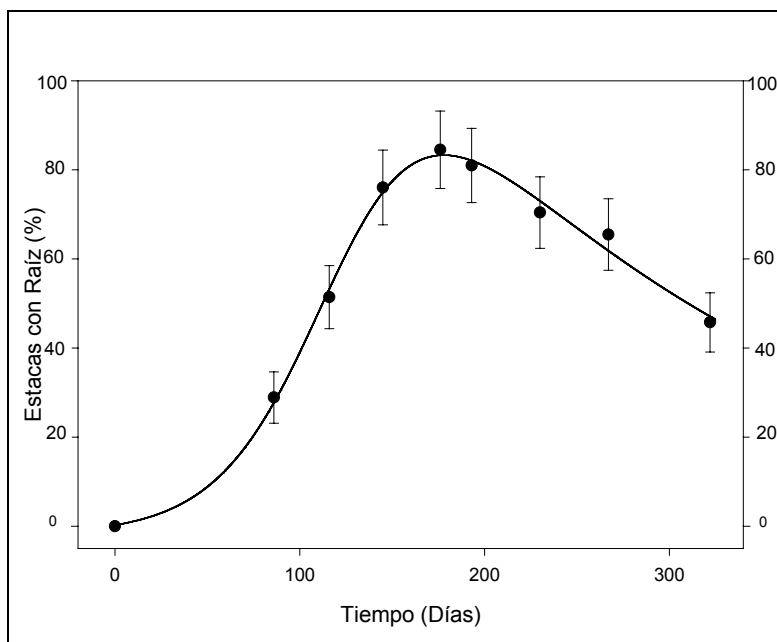


Fig. 17. Ajuste en el tiempo de formación de raíces (acumulado). Los datos se ajustaron a la curva: $y=a+b(1+n)^{-\frac{(e+1)}{e}}n^{\frac{(e+1)}{e}}$ con $r^2= 0.9950$; $P= 0.00007$. Las barras indican un error estándar.

Dado que el invernadero fue el único factor que mostró diferencias significativas, se analizó el tiempo de respuesta de estacas con raíz entre los mismos (Fig. 18). Las gráficas indican que el invernadero húmedo comenzó a presentar respuesta a partir del primer mes (día 25), aumentando rápidamente hasta un 56% a los 5 meses y medio (175 días), pasado este tiempo la formación de raíces decrece hasta en un 31.8% hacia el final del experimento. El invernadero seco mostró menor respuesta y más tardada, pues comenzó a mostrarla entre los 40 y 60 días, obtuvo su máximo de 27.5% a los 6 meses (190 días) a partir de los cuales se estabiliza, decreciendo tan solo un 5%.

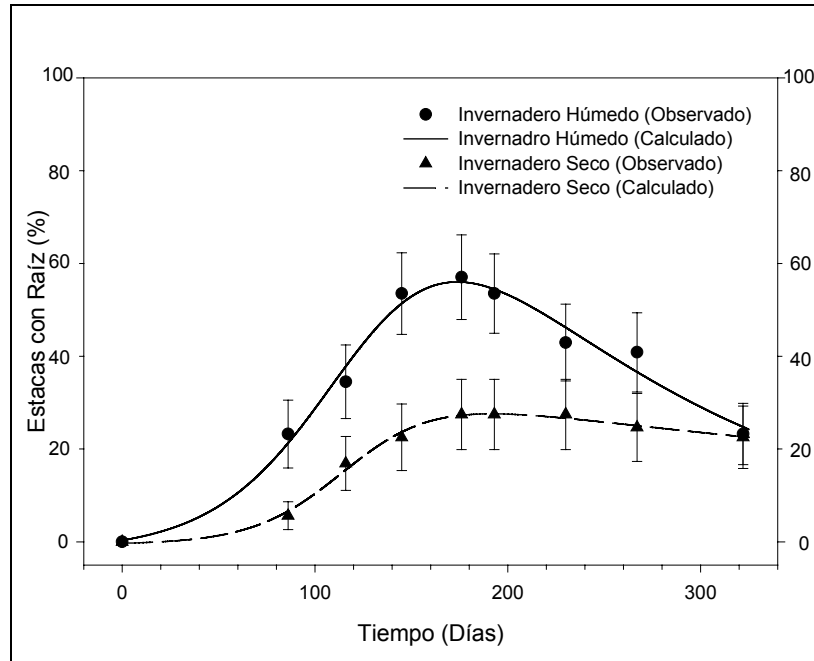


Fig. 18. Ajuste en el tiempo de formación de raíces (acumulado) por invernadero. Los datos se ajustaron a la siguiente curva: $y=a+b(1+n)^{-((e+1)/e)n(e+1)^{(e+1)/e/e}}$ $n=\exp((x+d\ln(e)-c)/d)$. Invernadero Húmedo: ($r^2=0.9809$ y $p=0.00108$) Invernadero Seco: ($r^2=0.9936$ y $p=0.00012$). Las barras indican el error estándar una vez.

Una de las funciones principales del AIB es la de promover la formación de raíces. A pesar de no mostrar diferencias significativas a nivel global, se calculó el efecto que tenían las diferentes concentraciones en el tiempo (Fig. 19). Tampoco se observaron diferencias entre los distintos tratamientos en el tiempo.

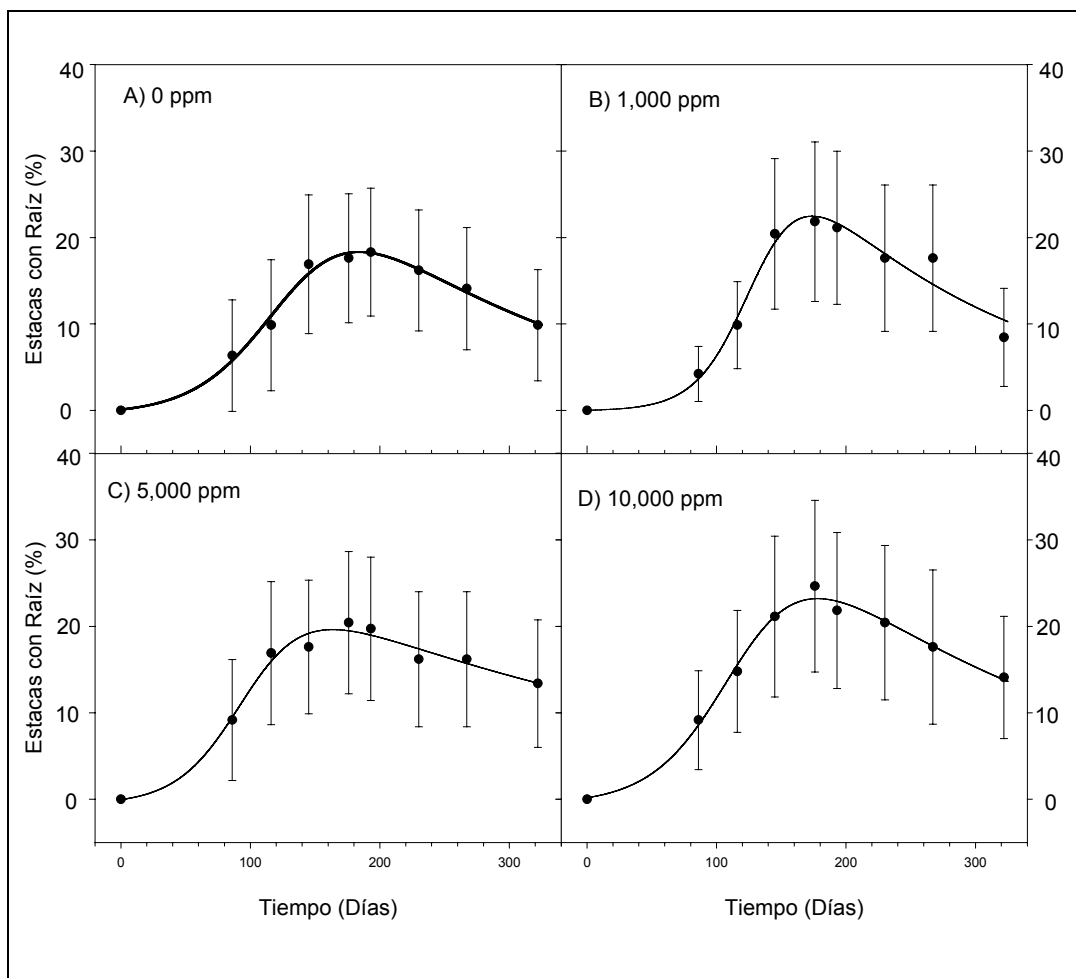


Fig.19. Ajuste en el tiempo de formación de raíces (acumulado) por tratamiento de AIB. A) Ajuste en el tiempo de formación de raíces en estacas con 0 ppm de AIB ($r^2=0.9889$ y $p=0.00036$). B) Ajuste en el tiempo de formación de raíces en estacas con 1,000 ppm de AIB ($r^2=0.9686$ y $p=0.0028$). C) Ajuste en el tiempo de formación de raíces en estacas con 5,000 ppm de AIB ($r^2=.9795$, $p=.00123$). D) Ajuste en el tiempo de formación de raíces en estacas con 10,000 ppm de AIB ($r^2=.9907$, $p=.00026$). Los puntos con barra indican los valores observados y su error estándar, la línea continúa indica los valores ajustados a la curva: $y=a+b(1+n)^{-((e+1)/e)n(e+1)^{(e+1)/e}}$ $n=\exp((x+d\ln(e)-c)/d)$

6.3 Callo

En la figura 20 se observan los porcentajes de estacas que mostraron respuesta de formación de callo en cada factor estudiado. De los cuatro factores con los que se experimentó el MANOVA mostró, que los únicos en tener una influencia significativa en la producción de callo fueron el invernadero ($F_{(1,143)}=15.720$; $P=0.0001$) (Fig. 20B), los regímenes de riego ($F_{(2,143)}=5.917$; $P=0.0038$) (Fig. 20D) y la

interacción entre origen y hormona ($F_{(3,143)}=4.146$; $P=0.0083$) (Fig. 23). Ni el origen ($F_{(1,143)}=3.596$; $P=.060903$) ni la aplicación hormonal, por sí mismos, mostraron ejercer diferencias significativas (Fig. 20 A y C).

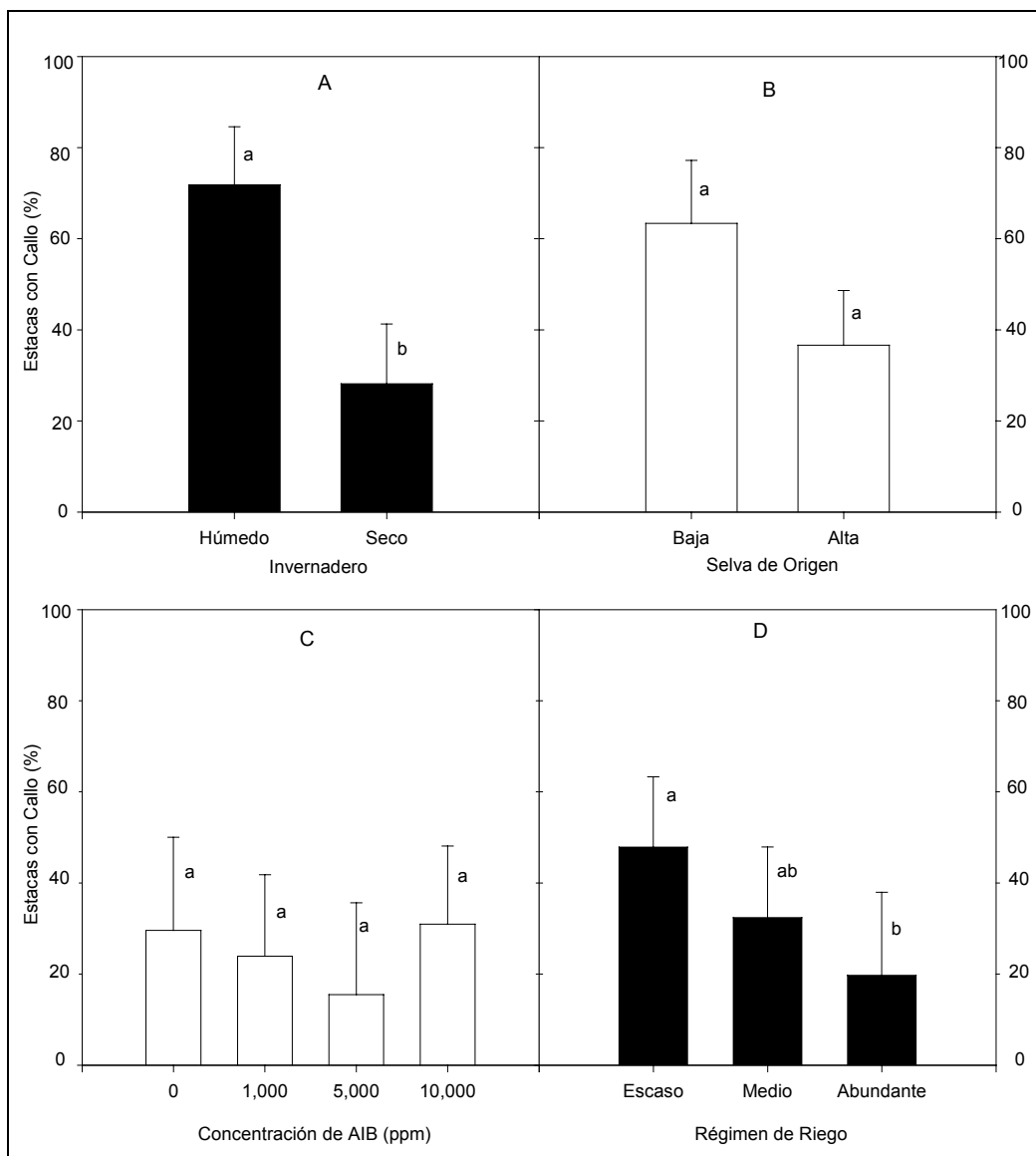


Fig. 20. Frecuencias acumuladas de estacas con Callo por factor estudiado. A) Frecuencia de estacas con callo por Invernadero. B) Frecuencia de estacas con callo por selva de Origen. C) Frecuencia de estacas con callo por concentración de hormona aplicada. D) Frecuencia de estacas con callo por régimen de riego aplicado.

Las estacas colocadas en el invernadero húmedo mostraron una mayor producción de callos (71.8%) que las que fueron colocadas en el invernadero seco (28.9%) (Fig. 20A). Al igual que en el

caso de la producción de raíces, y con patrones muy semejantes, al interior de los invernaderos (Fig. 21) pudieron distinguirse dos interacciones que resultaron significativas: Invernadero-selva de origen ($F_{(1,143)}=16.392$; $P=0.0001$) e invernadero-régimen de riego ($F_{(2,143)}= 4.414$; $P=0.0147$). En el caso de la primera interacción (Fig. 21A), el análisis de rango múltiple no mostró diferencias significativas al interior del invernadero seco aunque puede verse una clara tendencia de las estacas de la selva alta a producir más callos en este invernadero, sin embargo dentro del invernadero húmedo, las estacas provenientes de la Selva Baja obtuvieron mayor porcentaje de formación de callos que las de la Selva Alta

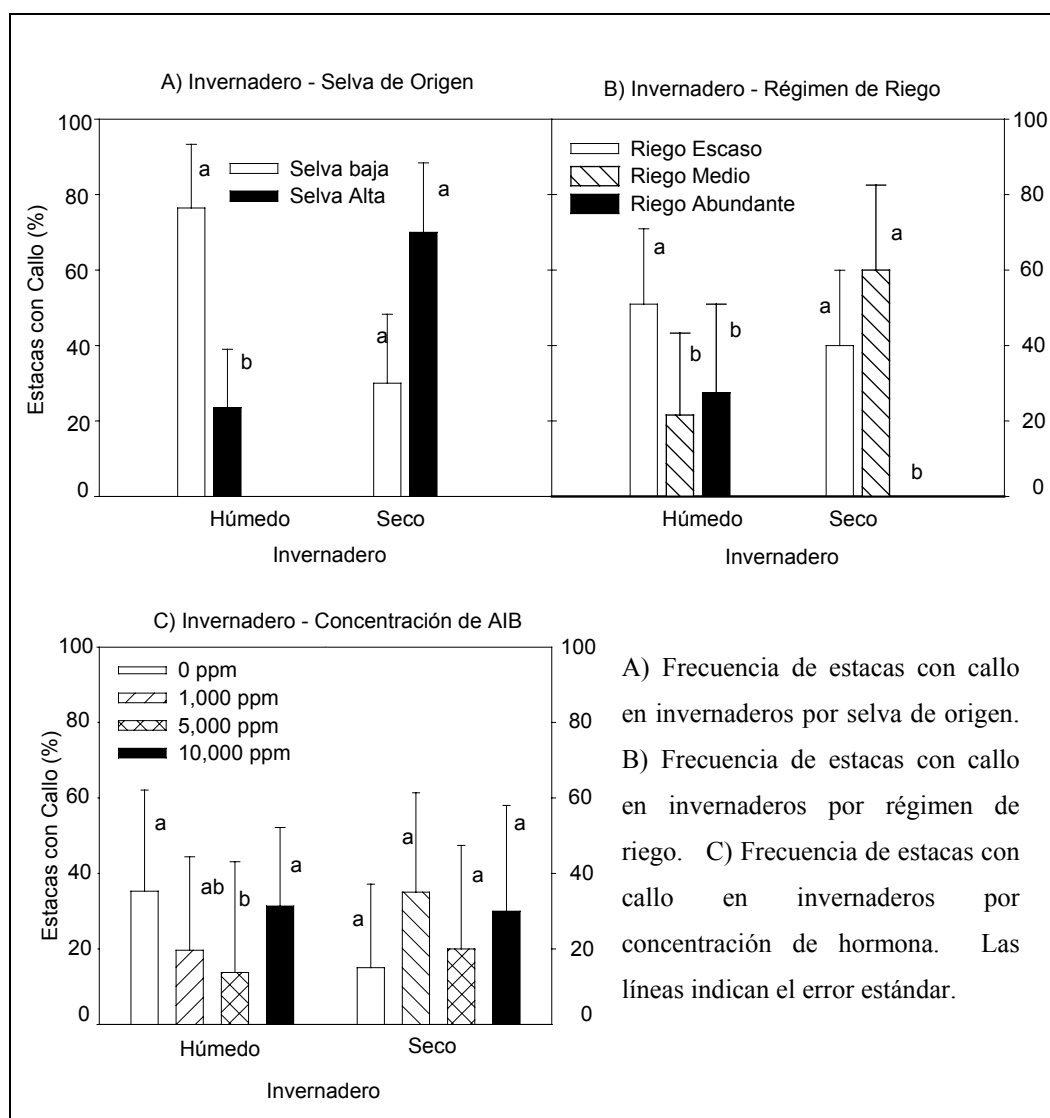


Fig. 21. Frecuencias de estacas con callo por factor, según invernadero.

En cuanto al riego (Fig. 20 D), el análisis de rango múltiple indicó diferencias significativas entre el riego escaso y el abundante, siendo que el escaso produjo mayor cantidad de callos (47.89%) que el

abundante (19.71%). El riego medio obtuvo un 32.4% de callos. En la interacción entre el invernadero y el régimen de riego (Fig. 21B), el análisis de rango múltiple mostró que hay diferencias al interior de ambos invernaderos: al interior del invernadero seco no hay diferencias entre el tratamiento escaso y medio, mientras que el abundante sí mostró diferencias respecto a los anteriores pues no produjo ningún callo; para el invernadero húmedo se encontraron diferencias entre el tratamiento escaso y medio-abundante, siendo que el primero mostró mayor producción de callos.

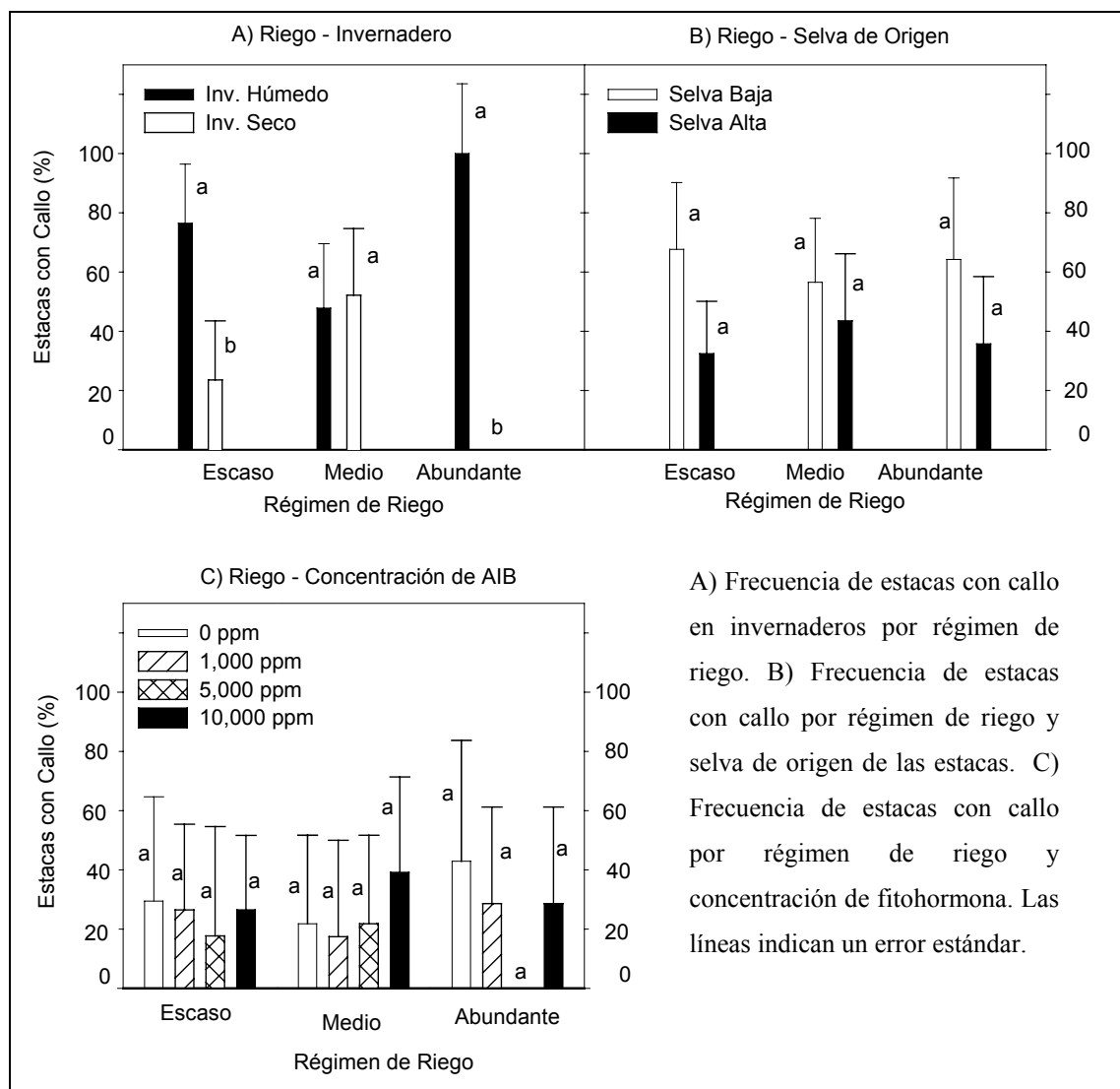


Fig. 22. Frecuencias de estacas con callo por factor, según régimen de riego.

Al calcular las frecuencias que afectaban al interior del factor general de riego (Fig. 22), también se observó que únicamente la interacción régimen de riego – invernadero tuvo diferencias significativas (Fig. 22A), el análisis de rango múltiple indicó que tanto el riego escaso como el abundante mostraron

diferencias en los invernaderos, ambos riegos formaron mayor cantidad de callos cuando se les aplicaba en el invernadero húmedo; cabe mencionar que el riego abundante aplicado en el invernadero seco no produjo ningún callo.

Otra interacción que resultó significativa para la producción de callos fue la interacción selva-hormona ($F_{(3,143)}=4.146$; $P=0.0083$) (Fig. 23); el análisis de rango múltiple mostró que en las estacas de la Selva Alta no hay diferencias significativas entre los diferentes concentraciones de hormona, sin embargo no sucede lo mismo en las estacas provenientes de la Selva baja, en donde la concentración de 0 ppm obtuvo valores significativamente mayores que 5,000 ppm.

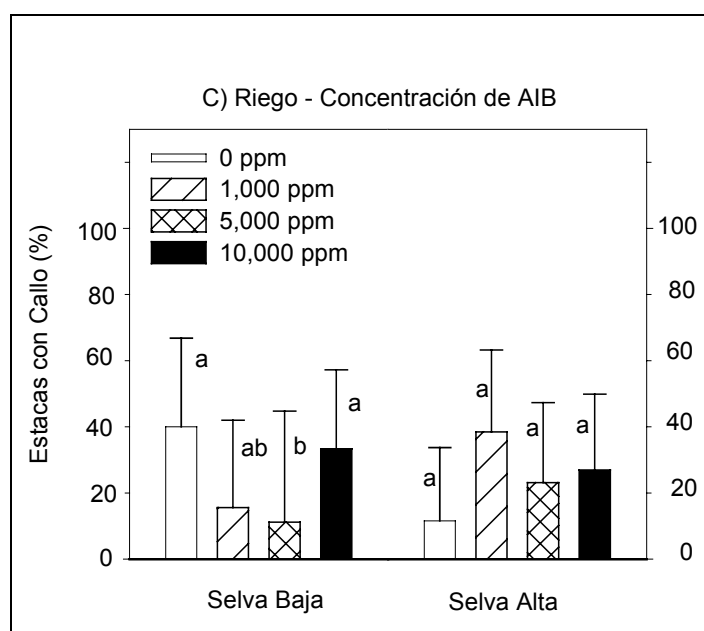


Fig. 23. Frecuencias de estacas con callo por selva de origen y tratamiento hormonal. Las líneas indican un error estándar.

El ajuste de la curva en cuanto a producción de callos en el tiempo (Fig. 24) también mostró una relación altamente indicativa de tipo gaussiana ($r^2=0.9782$; $P=0.0013$), mostrando que los callos se comenzaron a notar a partir del día 50 (mes y medio), aumentando rápidamente a su máximo de 71.34% para el cuarto mes (día 132) y disminuyendo hacia el final del experimento al 22.05%, es decir, decreció en un 49.29%.

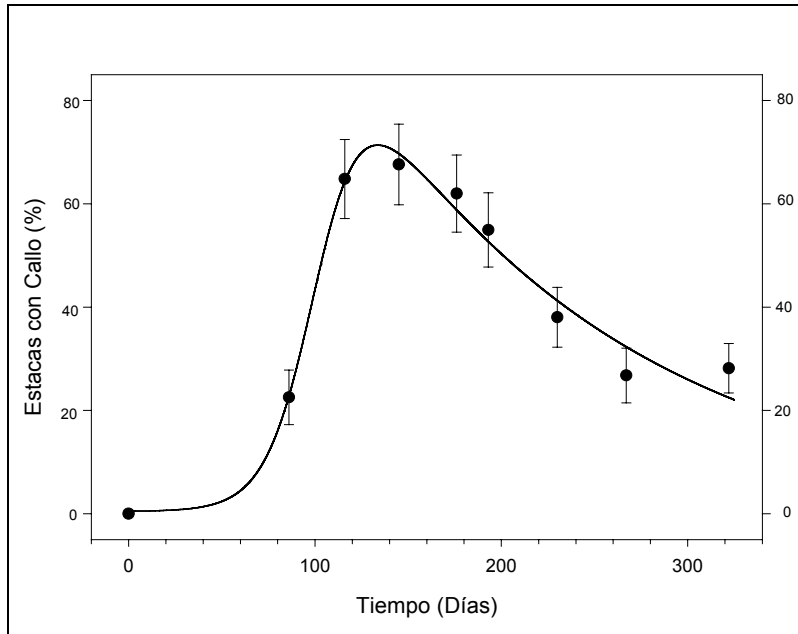


Fig. 24. Ajuste en el tiempo de formación de callos (acumulado). Los datos se ajustaron a la curva: $y=a+b(1+n)^{-((e+1)/e)n(e+1)^{(e+1)/e}}$ $n=\exp((x+d\ln(e)-c)/d)$ con $r^2=0.9782$; $P=0.0013$.

Se hicieron gráficas de formación de callos en el tiempo para los invernaderos y regímenes de riego. Para el caso de los invernaderos, obtuvimos que en el invernadero húmedo (Fig. 25A) los callos se comienzan a observar a partir del día 50 (mes y medio) aumentando rápidamente a su máximo de formación de 56.77% al cuarto mes (día 132) y disminuyendo en un 13.13% hacia el final del experimento. Para el invernadero seco obtuvimos una menor respuesta y en mayor tiempo, pues se comienzan a observar callos a partir de los dos meses y medio, aumentando a tan sólo el 15.14% al cuarto mes (día 143) y manteniéndose en 9.53% hacia el final del experimento.

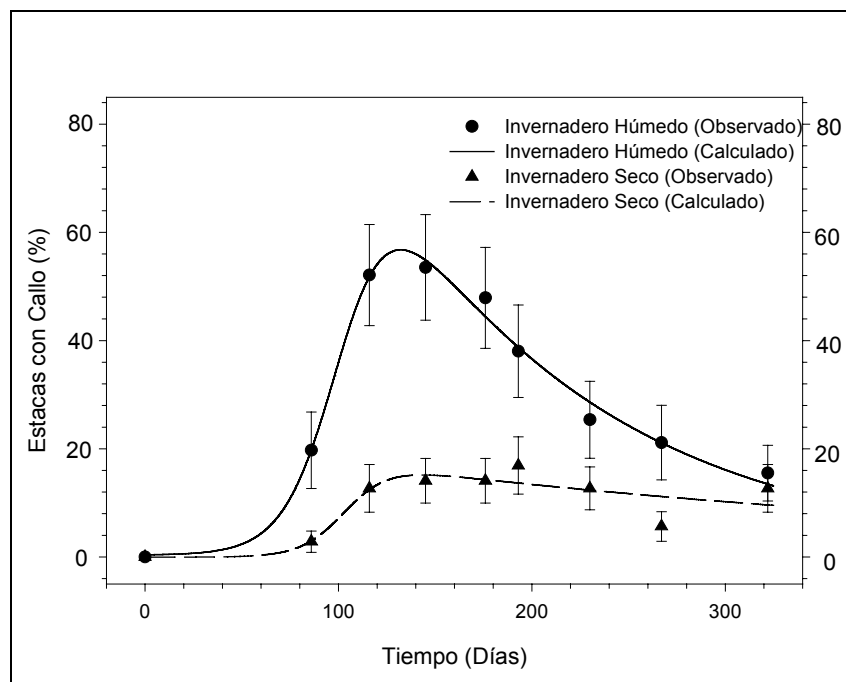


Fig. 25. Ajuste en el tiempo de formación de callos por Invernadero (acumulado). A) Ajuste en el tiempo de formación de callos en invernadero húmedo; los datos se ajustaron a la siguiente curva: $y=a+b(1+n)^{-((e+1)/e)n(e+1)^{(e+1)/e/e}}$ $n=\exp((x+d\ln(e)-c)/d)$ ($r^2= 0.9893$ y $P=0.00034$). B) Gráfica de formación de callos en invernadero seco por tiempo; los datos no se ajustaron de forma significativa a la curva utilizada ($r^2=0.8097$ y $P=0.094$). Las barras indican un error estándar.

Para el caso de los regímenes de riego (Fig. 26), obtuvimos que las estacas bajo régimen de riego escaso, además de producir más callo, lo producen más rápidamente pues a partir del día 50 (mes y medio) se pueden comenzar a observar, llegando a su máximo de 33.96% para el tercer mes y medio (día 114) y disminuyendo hasta el 14.60% hacia el final del experimento, el riego medio y abundante presentaron un patrón muy similar, iniciando entre los 80 y 100 días, aumentando hasta 21.62% en riego medio y 18.03% para el abundante (días 131 y 142, respectivamente) para luego reducirse hasta 8.51% y 0.24%.

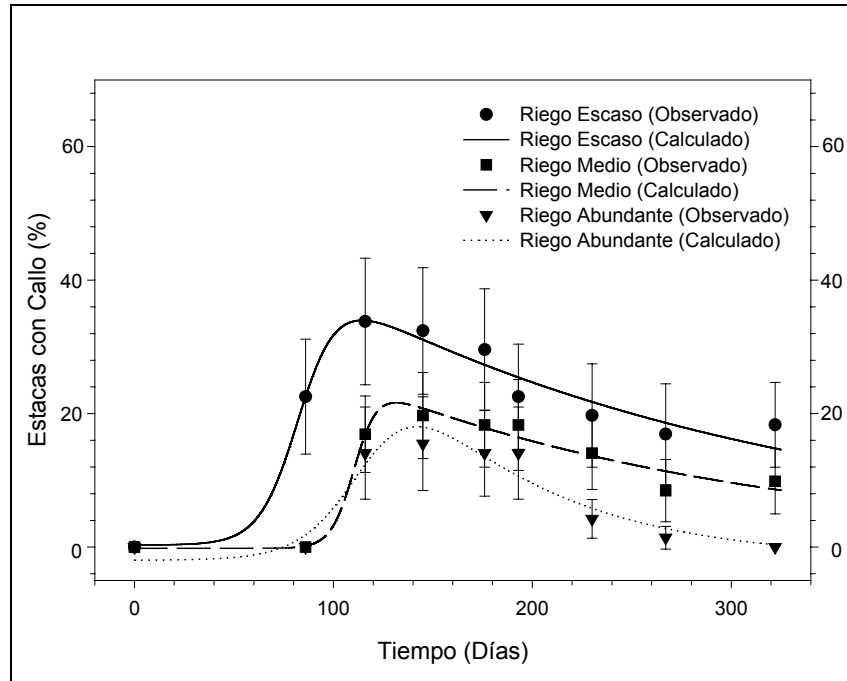


Fig. 26. Ajuste en el tiempo de formación de callos por regímenes de riego (acumulado). Los datos se ajustaron a la siguiente curva: $y=a+b(1+n)^{-((e+1)/e)n(e+1)^{(e+1)/e}}$ $n=\exp((x+d\ln(e)-c)/d)$ Riego Escaso: ($r^2=0.9582$; $P=0.00509$), Riego Medio: ($r^2=0.9680$; $P=0.00301$), Riego Abundante: ($r^2=0.9194$; $P=0.0184$). Las barras indican un error estándar.

6.4 Hojas

Se observó que los únicos factores que tuvieron un efecto significativo en la producción de hojas (Fig. 27) fueron el invernadero ($F_{(1,143)}=26.199$; $P=0.000002$) y el origen ($F_{(1,143)}=26.26$; $P=0.000002$); ni el riego ni la concentración de fitohormona aplicada tuvieron un efecto significativo en la producción de hojas. Las interacciones que resultaron significativas fueron Invernadero-Selva ($F_{(1,143)}=14.9088$; $P=0.0003$) e Invernadero-Riego ($F_{(1,143)}=6.9499$; $P=0.0395$).

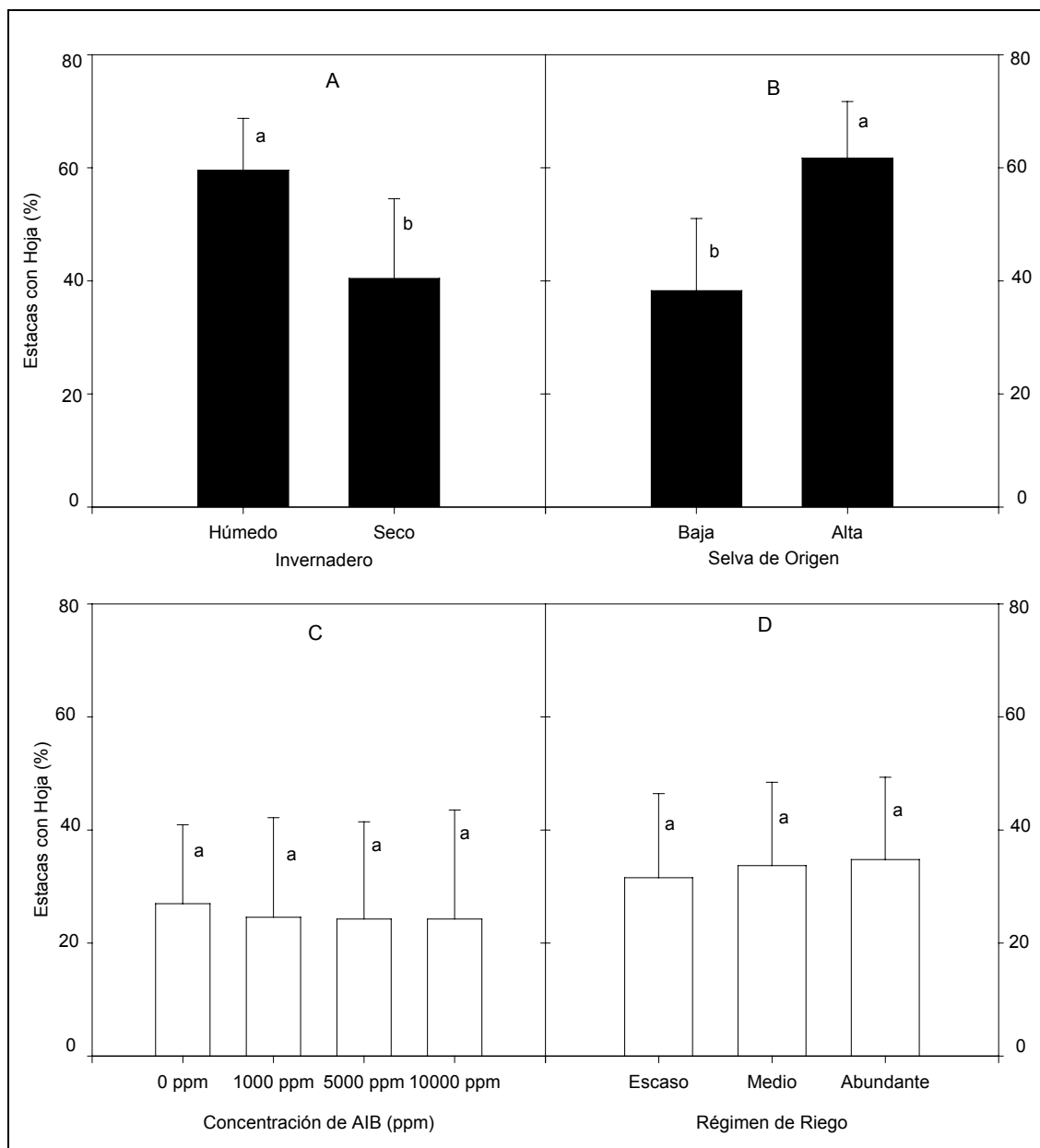


Fig. 27. Frecuencia de estacas con hoja por factor estudiado. A) Frecuencia de estacas con hojas por Invernadero. B) Frecuencia de estacas con hojas por selva de Origen. C) Frecuencia de estacas con hojas por concentración de Hormona aplicada. D) Frecuencia de estacas con hojas por régimen de riego aplicado.

Las estacas colocadas en el invernadero húmedo (Fig. 27A) presentaron mayor porcentaje de hojas (59.6%) que las del invernadero seco (40.4%). Al interior de los invernaderos (Fig. 28) las únicas interacciones que resultaron significativas fueron invernadero–origen ($F_{(1,143)}=14.336$; $P=0.0003$) e invernadero–riego ($F_{(2,143)}=3.342$; $P=0.0395$). En la interacción invernadero–origen (Fig. 28A), el

análisis de rango múltiple indica que no hay diferencias significativas al interior del invernadero húmedo, pero al interior del invernadero seco las estacas de la Selva Alta produjeron más hojas que las de la Selva baja. Para la interacción invernadero–riego (Fig. 28B) el análisis de rango múltiple no indicó diferencias significativas entre ningún invernadero.

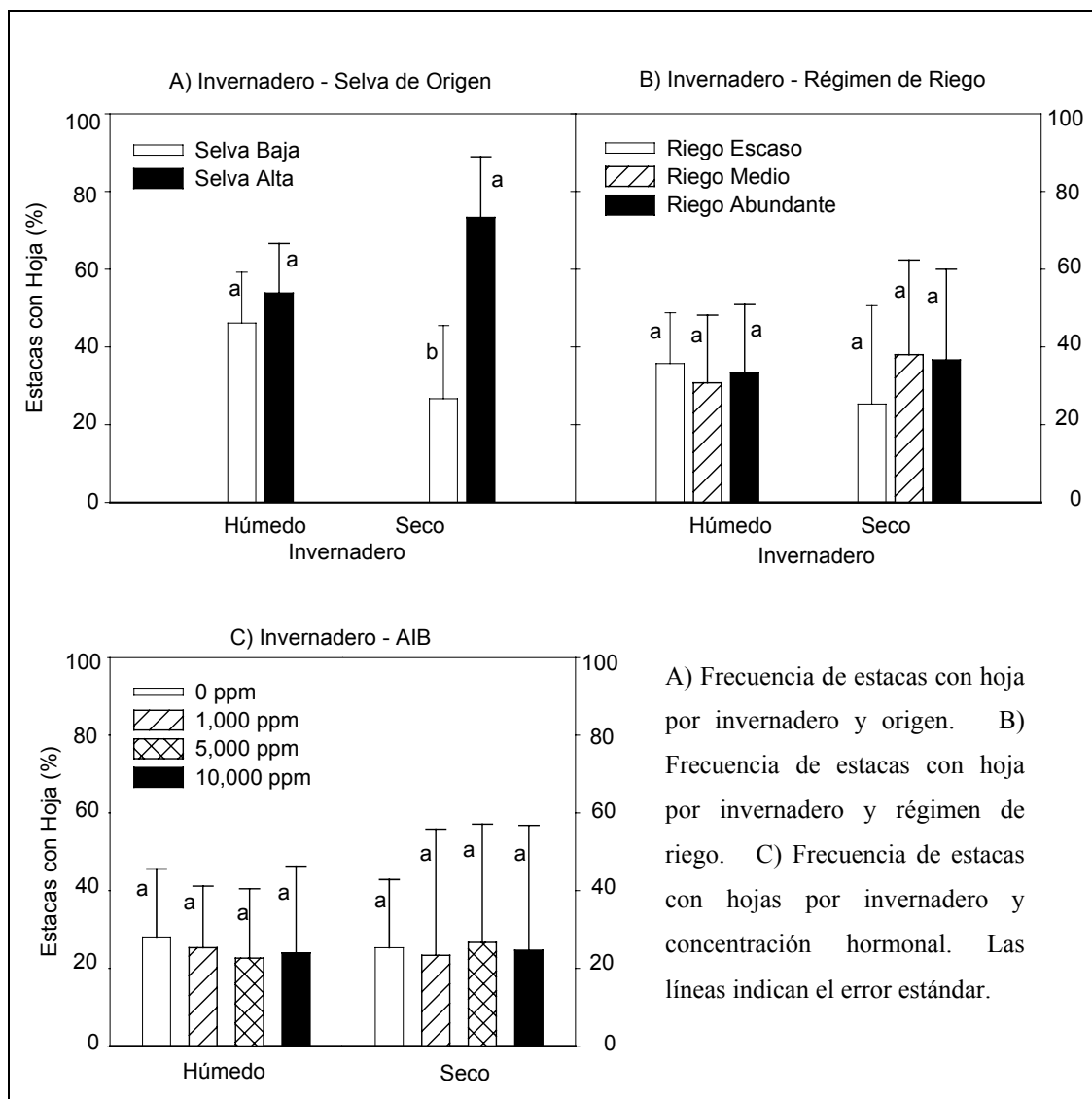


Fig. 28. Frecuencias de estacas con hoja por factor, según invernadero.

En cuanto al origen (Fig. 27B), encontramos que las estacas de la Selva Alta Perennifolia produjeron mayor cantidad de hojas (61.7%) que las de la Selva Baja Caducifolia (38.3%). Al estudiar las interacciones que afectaban cada uno de los orígenes (Fig. 29) obtuvimos que, únicamente la interacción origen–invernadero resultó significativa ($F_{(1,143)} = 14.336$; $P = 0.0003$); la Selva Alta no presentó

diferencias al colocarse en los invernaderos, pero la Selva Baja produjo mayor cantidad de hojas cuando se le colocó en el invernadero húmedo que cuando se le instaló en el seco.

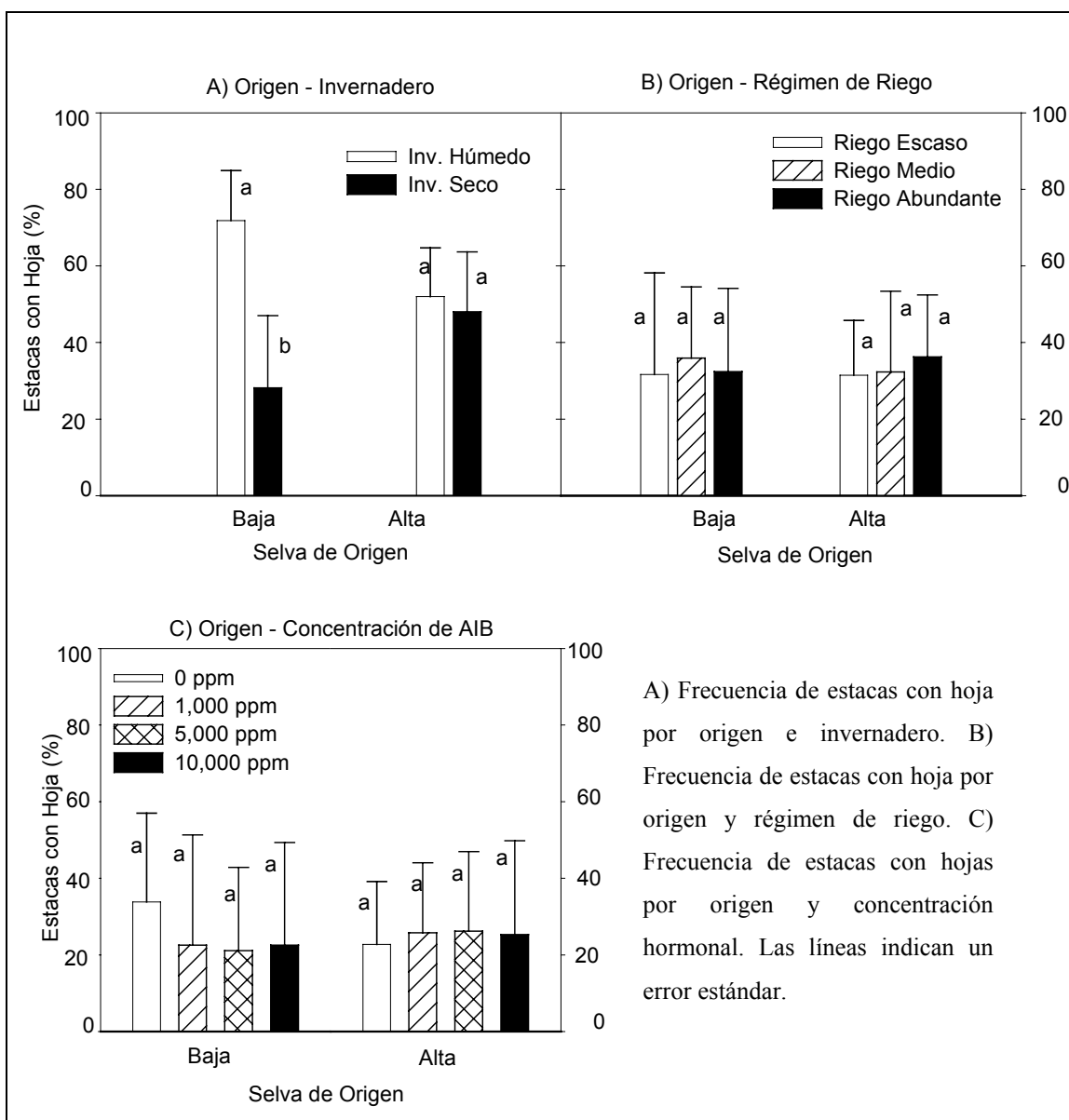


Fig. 29. Frecuencia de estacas con hoja por factor, según origen.

La producción de hojas en el tiempo mostró una relación de tipo gaussiana (Fig. 30) ($r^2 = 0.9894$; $P = 0.00033$) de forma que las hojas se comienzan a observar a partir del primer mes, aumentando rápidamente su presencia hasta un 84.22% para el tercer mes (día 99), pero disminuyendo drásticamente hacia un 3.5% al final del experimento.

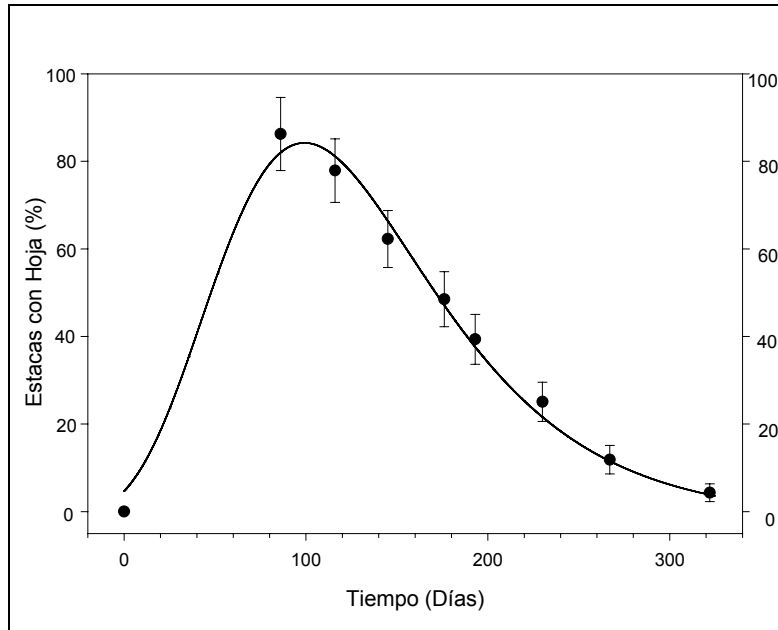


Fig. 30. Ajuste en el tiempo de formación de hojas (acumulado). Los datos se ajustaron a la curva: $y=a+b(1+n)^{-(-e+1)/e}n(e+1)^{(e+1)/e}/e$ $n=\exp((x+d\ln(e)-c)/d)$ con $r^2=0.9894$; $P=0.00033$.

Se graficaron las ocurrencias de hoja en el tiempo para los factores significativos. Para el caso del efecto de los invernaderos en la producción de hojas en el tiempo (Fig. 31) obtuvimos que, para el invernadero húmedo se comenzaron a formar hojas antes del primer mes, para rápidamente llegar a su máximo de 50.90% al tercer mes (día 96) y disminuir posteriormente hasta un 3% al final del experimento; en el invernadero seco, la curva calculada muestra que prácticamente desde el inicio se podrían formar hojas, llegando rápidamente a su máximo de 39.93% al final del primer mes, disminuyendo constantemente hasta un 0.94% al final del experimento.

Para el caso del origen (Fig. 32), observamos que la selva baja produjo menor cantidad de hojas, aunque prácticamente a la misma velocidad que la selva alta, ya que logró un 32.34% (tercer mes, día 97), mientras que la alta alcanzó un 51.71% (tercer mes, día 100); en ambos casos, los porcentajes disminuyen ampliamente a 2.7% y 1.3% hacia el final del experimento.

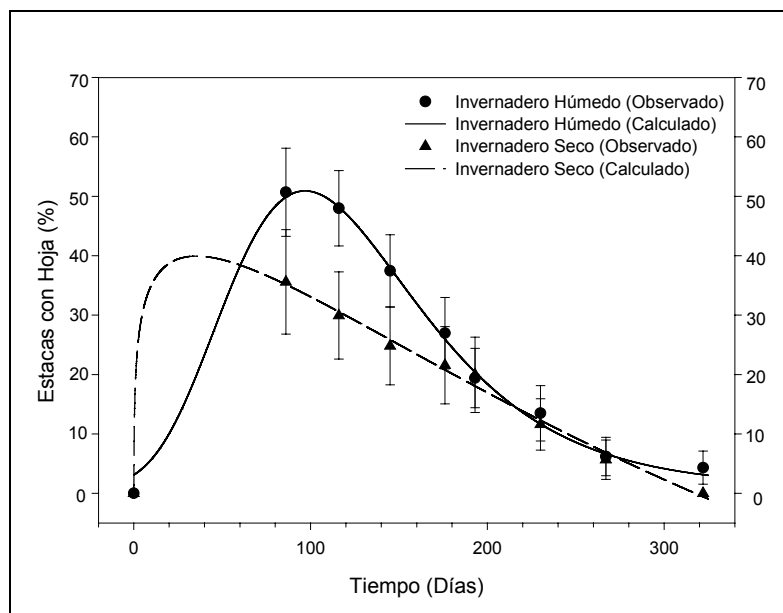


Fig. 31. Ajuste en el tiempo de formación de hojas por invernadero (acumulado). Los datos se ajustaron a la siguiente curva: $y=a+b(1+n)^{-\frac{(e+1)}{e}n} \frac{(e+1)^e}{e}$ $n=\exp\left(\frac{(x+\ln(e)-c)}{d}\right)$ Invernadero Húmedo: $r^2=0.9893$ y $P=0.00034$, Invernadero Seco: $r^2=0.8097$ y $P=0.094$.

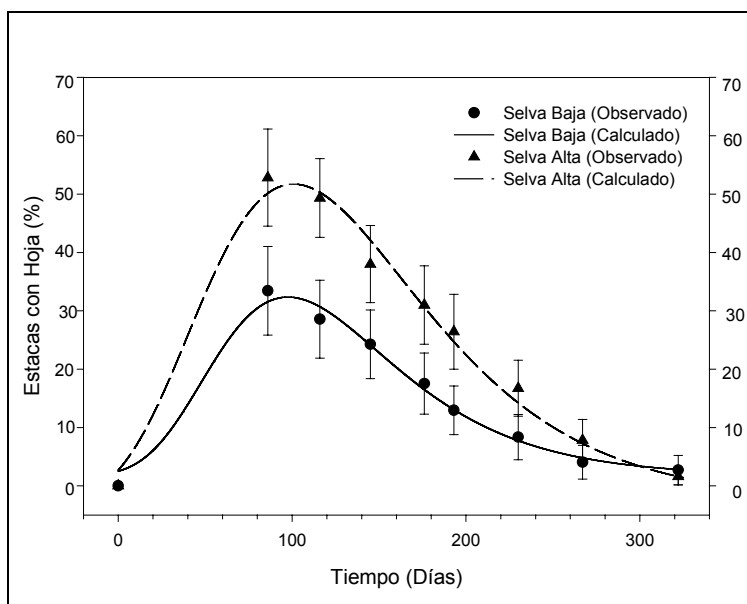


Fig. 32. Formación de Hojas en el tiempo por Selva de Origen de las estacas. Los datos se ajustaron a la siguiente curva: $y=a+b(1+n)^{-\frac{(e+1)}{e}n} \frac{(e+1)^e}{e}$ $n=\exp\left(\frac{(x+\ln(e)-c)}{d}\right)$. Selva Baja: $r^2=0.9859$ y $P=0.0005$, Selva Alta: $r^2=0.9866$ y $P=0.00056$. Las barras indican un error estándar.

6.5 Supervivencia

Al medir la supervivencia de las estacas, vimos que los únicos dos factores que resultaron ser significativos (Fig. 33) fueron el origen de las estacas ($F_{(1,143)}=8.513$; $P=0.0044$) y el régimen de riego ($F_{(2,143)}=3.336$; $P=0.0398$); ni el invernadero ni la concentración de hormona afectaron significativamente la supervivencia de las estacas.

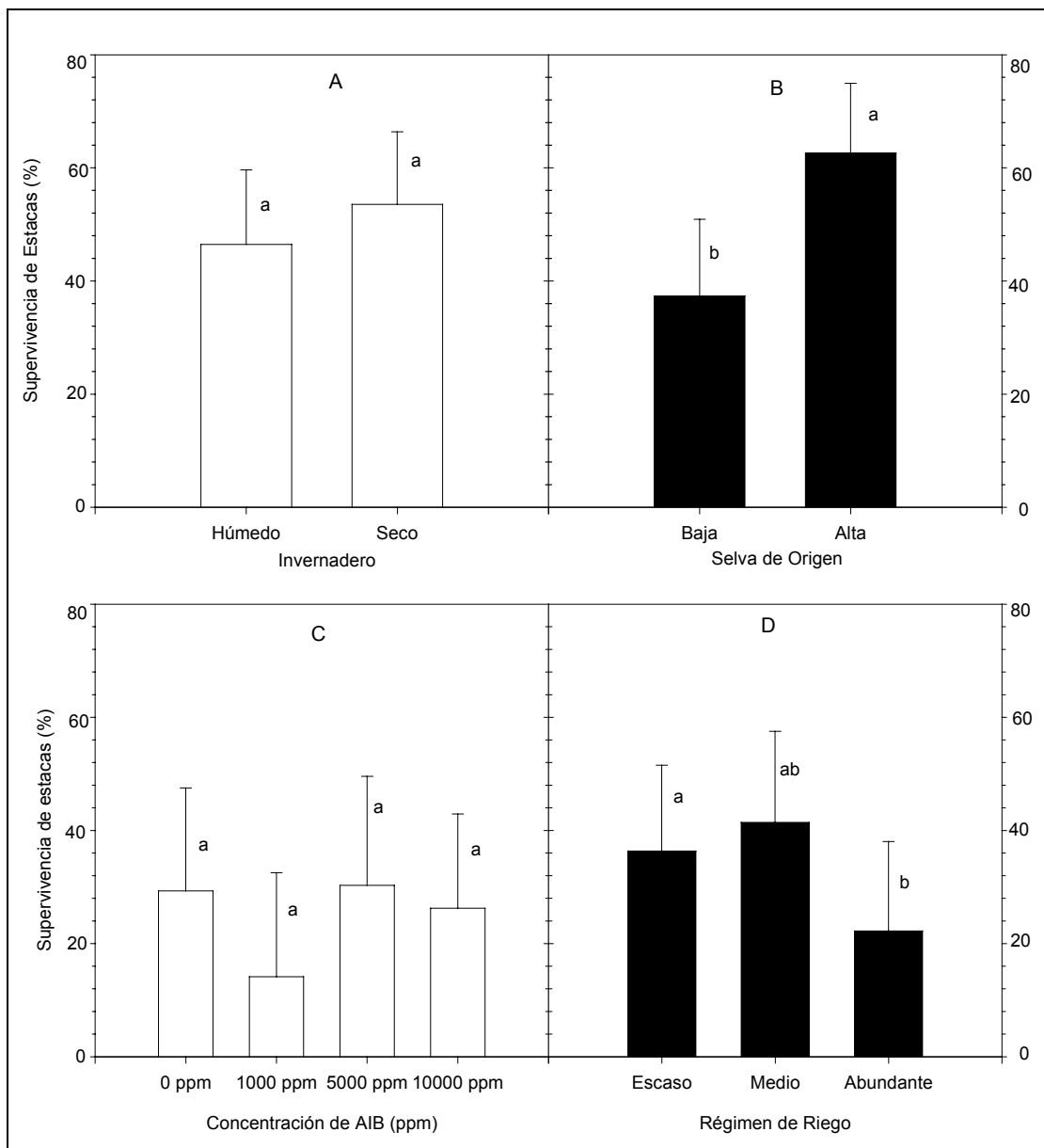


Fig. 33. Frecuencias de supervivencia de estacas por factor estudiado. A) Frecuencia de la supervivencia de estacas por invernadero. B) Frecuencia de la supervivencia de estacas por origen. C) Frecuencia de la supervivencia de estacas por concentración de hormona aplicada. D) Frecuencia de la supervivencia de estacas por régimen de riego aplicado. Las barras indican un error estándar.

Las estacas de la Selva Alta Perennifolia (Fig. 33A) tuvieron mayor supervivencia (62.6%) que las de la Selva Baja Caducifolia (37.4%) (Fig. 33B). De los factores que afectaban a los dos orígenes (Fig. 34), únicamente la interacción origen-invernadero resultó significativa ($F_{(1,143)}=7.821$; $P=.0062$), en ella, el análisis de rango múltiple indica que la Selva Baja no presentó diferencias significativas mientras que en la Selva Alta las estacas colocadas en el invernadero seco presentaron mayor supervivencia que las del húmedo.

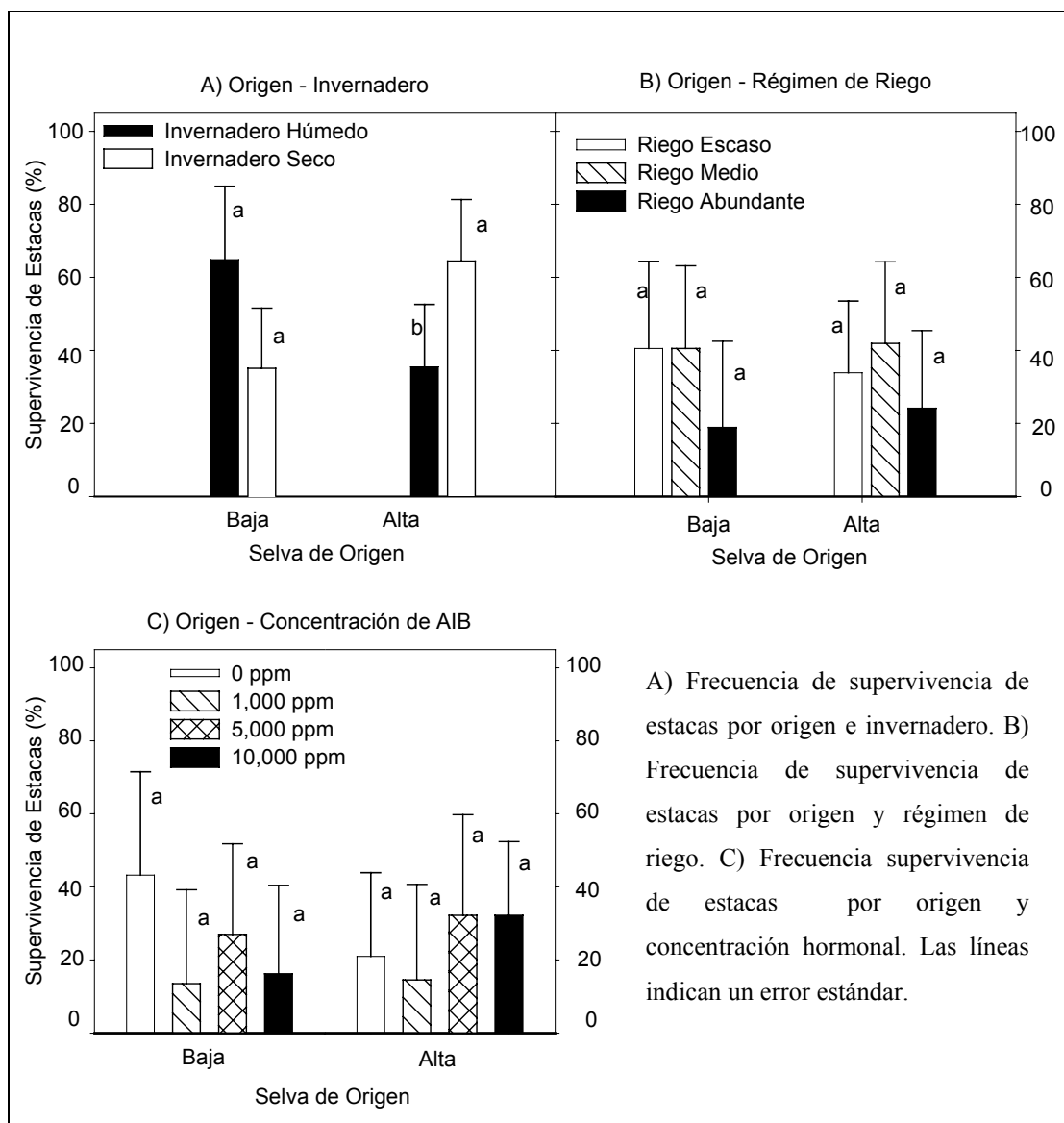


Fig. 34. Frecuencia de supervivencia de estacas por factor, según origen.

En cuanto al riego (Fig. 33D), tenemos que el régimen medio fue el de mayor supervivencia (41.4%), seguido del escaso (36.4%) y el abundante (22.2%) con diferencias entre el riego escaso y el

abundante. De las interacciones entre los riegos y demás factores (Fig. 35) encontramos que, únicamente la interacción entre el riego y la concentración hormonal (Fig. 35C) resultó ser significativa ($F_{(6,143)}=3.172$; $P=.0070$). El análisis de rango múltiple indica que únicamente el riego abundante mostró diferencias significativas entre los tratamientos de 5000 y 10,000 ppm con el de 1,000 ppm, siendo que las primeras obtuvieron mayor supervivencia (Ver Apéndice).

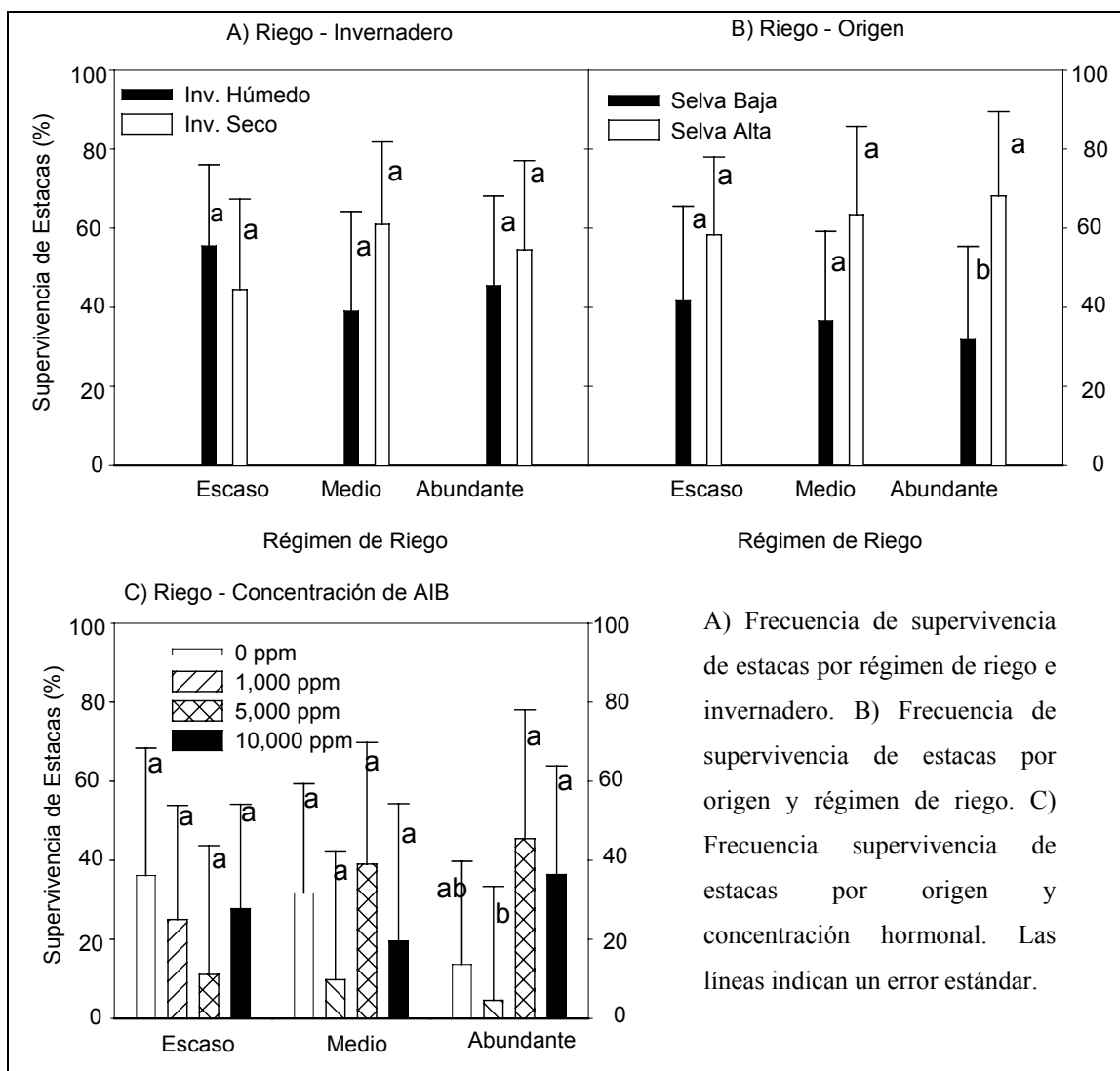


Fig. 35. Frecuencias de supervivencia de estacas por factor, según régimen de riego.

Los datos de supervivencia en el tiempo se ajustaron significativamente ($F_{(2,8)}=0.9973$; $P=.00000$) a una distribución del tipo $y=a+b(\arctan((x-c)/d)+p/2)/p$ (Fig. 36). Donde se puede observar que la supervivencia tiene una drástica disminución a partir del día 70 (segundo mes) quedando, al final del experimento en un 10.09%.

Igualmente, se graficó la supervivencia para los factores significativos. En el caso del origen tenemos que, aunque de manera acumulada, se observen diferencias de supervivencia entre los dos orígenes ($F_{(2,8)}=8.51$; $P=0.0044$), temporalmente ambas curvas tienen prácticamente el mismo comportamiento (Fig. 37), comenzando a diferenciarse ligeramente hacia el día 110 (cuarto mes); al final del experimento la supervivencia de las estacas de la selva baja es de 7.57%, mientras que la de la selva alta se encuentra en un 12.46%.

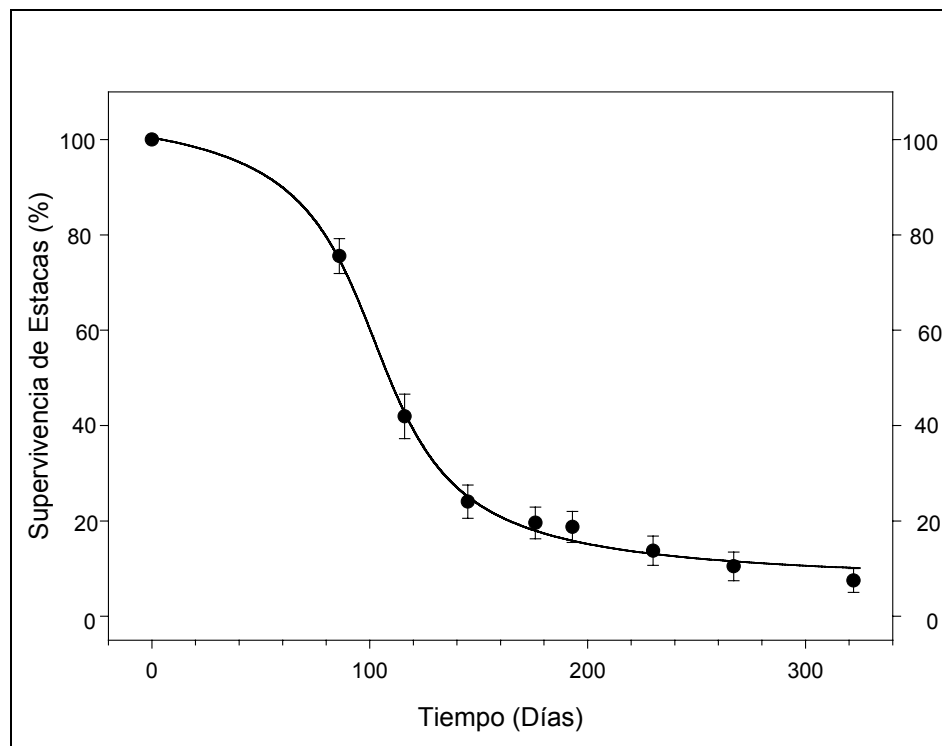


Fig. 36. Ajuste en el tiempo de supervivencia de estacas. Las barras indican un error estándar.

En cuanto a los regímenes de riego (Fig. 38), podemos observar que las diferencias encontradas en los porcentajes acumulados no pueden ser claramente distinguidos a través del tiempo.

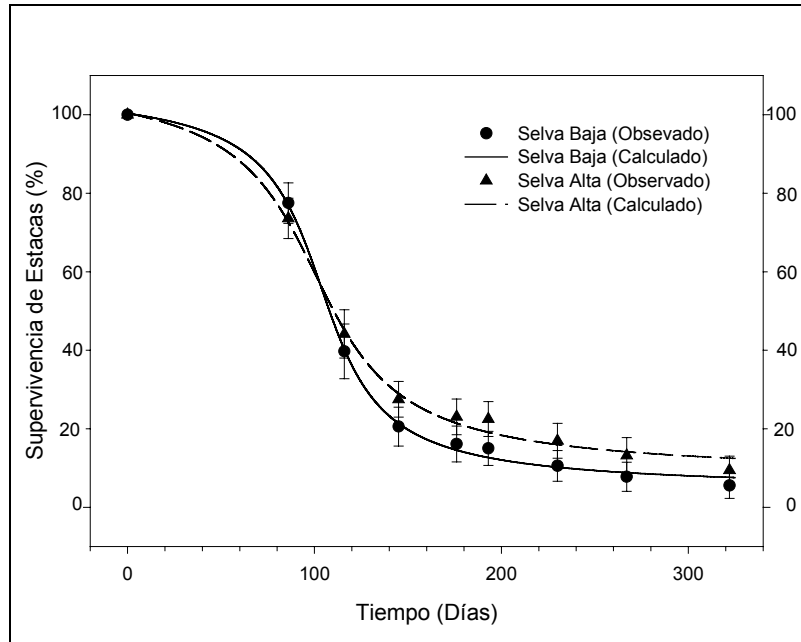


Fig. 37. Ajuste en el tiempo de supervivencia de estacas según su origen. Los datos se ajustaron a la siguiente curva: $y=a+b(\text{atan}((x-c)/d)+p/2)/p$ Selva Baja: ($r^2= 0.9984$ y $P=0.0000$), Selva Alta: ($r^2=0.9960$ y $P=0.00000$). Las barras indican un error estándar.

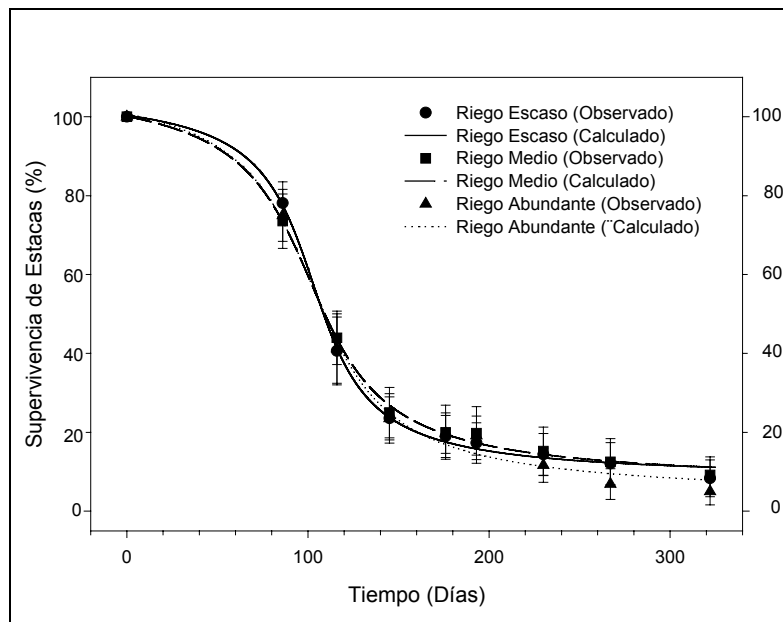


Fig. 38. Ajuste en el tiempo de supervivencia de estacas según el régimen de riego aplicado. Los datos se ajustaron a la siguiente curva: $y=a+b(\text{atan}((x-c)/d)+p/2)/p$. Riego Escaso: ($r^2= 0.9983$ y $P=0.0000$), Riego Medio: ($r^2=0.9981$ y $P=0.00000$), y Riego Abundante: ($r^2=0.9938$; $P=0.00001$). Las barras indican un error estándar.

7 Discusión

7.1 Raíces

La formación de raíces es el evento de mayor importancia para el éxito de la propagación vegetativa por estacas (Hartmann y Kester, 1997). Al analizar los valores de supervivencia y formación de raíz por unidad de muestreo (bolsa), obtuvimos que la supervivencia del 70.82% de las unidades de muestreo (bolsas con estacas) estuvo definido por la presencia o no de las raíces, mientras que el 19.45% de las unidades que sí formaron raíz no sobrevivieron y el 9.7% de las que no formaron raíz sobrevivieron, (Figura 39); estas últimas probablemente debido a las reservas que contenían las estacas (Hartmann y Kester, 1997) y a la presencia de hojas fotosintéticamente activas.

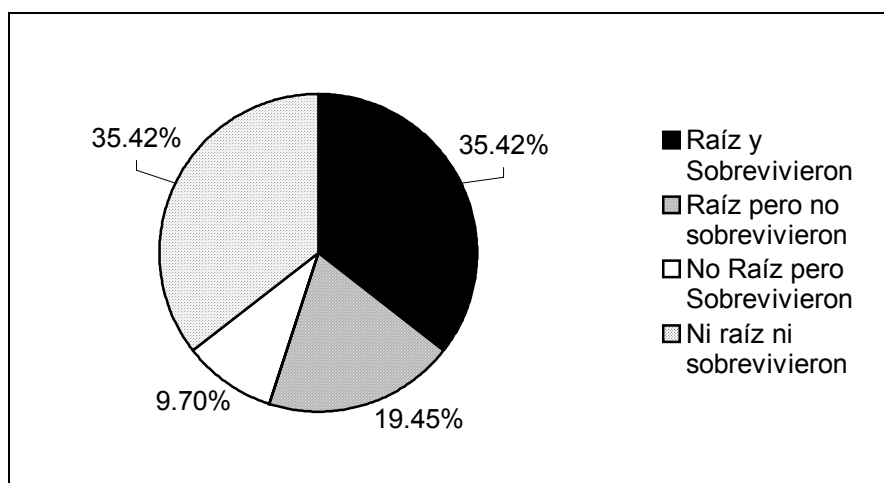


Fig. 39. Relacion Raíz-Supervivencia por unidad de muestreo (bolsa con estacas).

Es de notar que el decremento en la curva de supervivencia disminuye y se estabiliza a los 6 meses (día 176), que es justamente cuando la curva de formación de raíces llega a su máximo (Figura 40), lo que podría confirmar la importancia de la formación de raíces en la supervivencia de las estacas.

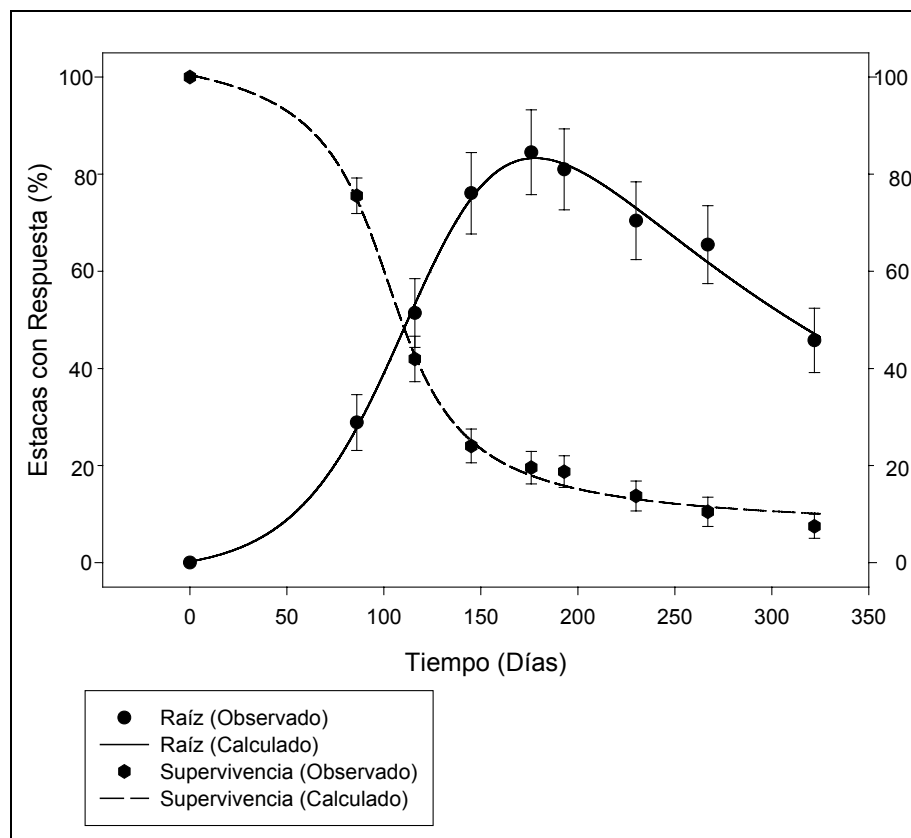


Fig. 40. Curvas comparativas de ajustes de respuesta en el tiempo para formación de raíz y supervivencia de estacas.

Las estacas de *G. sepium* son ampliamente utilizadas por los campesinos, ya que es un “palo que pega muy fácilmente”; por lo general, los campesinos, suelen dejar los “palos” de *cocoite* de aproximadamente 1.5 a 2 metros de largo sin enterrar, hasta que formen raíz (independientemente de la formación de hojas), después de lo cual lo entierran para que “pegue”, “saque hoja” y sean posteriormente alambrados para ser utilizados como cerco vivo. Éste método, aunque eficiente en el campo, dificulta su uso en programas de propagación masiva, porque se requerirían grandes extensiones en las cuales propagar estacas con estas dimensiones y un gran volumen de material para las estacas, por esto, con este experimento buscamos hacer eficiente este método, mediante el uso de estacas de menor tamaño que puedan ser colocadas de manera menos costosa en invernaderos o propagadores.

Sin embargo, en comparación con otras investigaciones (Pennington y Sarukhan, 1968; Vázquez-Yanes y Batis, 1996; Simons y Stewart, 1998; Vázquez-Yanes, et al., 1999; García, 2002) y con el uso cotidiano dado por los agricultores en varios estados de la República (obs. pers.), en este experimento se obtuvo un bajo porcentaje de enraizamiento (10%), lo que representa en promedio, una estaca por bolsa, que aunque bajo para las condiciones experimentales a las que se expusieron las estacas, no es del todo

desalentador, como veremos más adelante. Probablemente los resultados aquí obtenidos se debieron a varios factores derivados de las características experimentales de esta investigación como:

1. La manipulación durante el experimento, puesto que, las estacas eran constantemente arrancadas del sustrato para determinar la presencia de las raíces. En varios estudios se utiliza la presencia de hojas como indicador de raíces, sin embargo, como veremos más adelante, en este estudio encontramos que éste no es un indicador adecuado para determinar la presencia de raíces en *G. sepium*. Habría que encontrar nuevos métodos indirectos que indiquen la formación de raíces sin tener que arrancar la estaca de su sustrato, de momento, una opción aunque no óptima, podría ser el estacado en bolsas de polietileno transparente envueltas con plástico negro para evitar la iluminación de las raíces, pero que permita quitar la cubierta negra y observar la base de las estacas, sembradas en las orillas de la bolsa.
2. La hora de corte de las estacas, pues generalmente los campesinos cortan los “palos” de *cocoite* en la madrugada, tiempo en el que han visto que “funciona mejor” (obs. pers.)¹² y en este experimento las estacas se cortaron entre las 4 y 6 de la tarde. Siguiendo esta observación, Zamora (2004) observó que las estacas de *Spondias mombin* cortadas en la mañana, antes de que recibieran alta radiación solar, presentaban mayor formación de callos y de raíces, ya que al ser hidratadas por la noche mantienen una alta turgencia celular y el corte en la mañana evita su deshidratación.
3. Otro factor que pudo haber influenciado en el porcentaje de enraizamiento, pudo ser el efecto alelopático presente en hojas y raíces de *G. sepium* (Alán y Barrantes, 1998) que surtió efecto entre las estacas al interior de las bolsas, ya que por problemas de carácter logístico, se tuvieron que sembrar 10 estacas por bolsa. Existe una alta probabilidad de aumentar grandemente el porcentaje de enraizamiento sembrando una estaca (de tamaño pequeño a moderado como las utilizadas en este experimento) por bolsa o maceta, evitando así la competencia entre las estacas y aprovechar al máximo las demás características aquí reportadas.

A pesar de lo anterior, observamos que *Gliricidia sepium* mostró una rápida respuesta en cuanto a formación de raíces (Figura 16), pues a partir del segundo mes se comenzaron a observar resultados, teniendo un tiempo máximo de espera de cuatro meses, tiempo que contrasta con otras especies como: tres meses para *Bombacopsis quinatum* (Alfaro, 1991), cinco meses y medio en *Araucaria hunsteinii* (Martínez-Araya, 1996) o cinco meses para *Elaeagia uxpanapensis* (Brenses y Di Stéfano, 1997). Esta rápida formación de raíces, además de disminuir la probabilidad de que las estacas en condiciones de

¹² Además de ser esta, la hora del día que ellos tienen disponible para la elaboración de cercas vivas.

campo sean arrancadas del sustrato por el ganado¹³ o el viento, brinda el tiempo suficiente para iniciar pruebas de restauración que muestren resultados antes del primer semestre. Las asociaciones nodulares con *Rhizobium*, que le brindan a *G. sepium* la capacidad de fijar el nitrógeno (Kadiata et al., 1996), son una cualidad que hace que esta planta sea de importancia en la regeneración de los suelos, pues la falta de este nutrimento es uno de los factores que afecta a los suelos con bajos nutrimentos y como es lógico, el corto tiempo de formación de raíz disminuye también el tiempo de formación de estas asociaciones.

7.2 Origen

Gliricidia sepium mostró uniformidad en sus poblaciones en cuanto al enraizamiento, pues el análisis de varianza múltiple general no mostró diferencias significativas entre ambos orígenes (Figura 14B), evidenciando que es posible propagar vegetativamente a esta especie, independientemente de la población de que se trate. Sin embargo, en los datos obtenidos de las estaciones climatológicas cercanas a los sitios de estudio, podemos observar que difieren principalmente en cuanto a precipitación, niebla y cobertura del cielo, es decir, factores relacionados a la humedad ambiental, como se puede observar en la siguiente tabla:

Tabla. 9. Cuadro comparativo de registros ambientales de los dos sitios de estudio

	Los Tuxtlas (Sontecomapan)	El Garrapatal (Tampico)
Precipitación (mm)	3454.7	1087
Temperatura Observada (°C)	23.8	22.2
Temperatura Máxima (°C)	28.4	28.0
Temperatura Mínima (°C)	20.2	20.4
Niebla	10.6	6.8
Evapotranspiración	105.6	104.2
Cobertura del cielo	30.1	24.7

Fuente: IMTA, 1999.

En cambio, cuando se analizaron los factores que afectaban la formación de raíces al interior de los invernaderos, encontramos que aquí sí se expresaron diferencias entre las poblaciones (Figura 15A),

¹³ Cervantes G. V. (*com. pers*) indica que la probabilidad de que el ganado se coma los propágulos de *G. sepium* es mínima, pues por lo general las vacas no gustan de sus hojas.

pues al interior del invernadero húmedo no se encontraron diferencias entre los dos orígenes, mientras que en el invernadero seco sí se marcó una diferencia, pues la formación de raíces y supervivencia de las estacas de la selva alta aumentó con respecto a la obtenida en el invernadero húmedo, mientras que las de la selva baja disminuyeron; es decir, aunque de forma global no existan diferencias entre los orígenes, la humedad ambiental del invernadero es un factor que afecta de forma diferenciada a las poblaciones.

Barajas-Morales (1985) estudió las diferencias estructurales en la madera de árboles tropicales provenientes de SAP Y SBC encontrando que efectivamente, la humedad es un factor que influye en la estructura de la madera y en su densidad¹⁴: en las especies que habitan en zonas de menor humedad ambiental (como en la Selva Baja Caducifolia) la madera es más oscura, más dura y con mayor cantidad de inclusiones como cristales y resinas, con menor cantidad de elementos de vaso, mayor cantidad de poros y gravedad específica y las paredes celulares de sus elementos vasculares suelen ser más gruesos que en especies de zonas de mayor humedad ambiental, como los de la Selva Alta Perennifolia (Barajas-Morales, 1985). Por su parte, Hartmann y Kester (1977), mencionan que la dureza de la madera es un factor importante para determinar la durabilidad de la estaca, así como la facilidad en cuanto a la formación de raíces de cada especie, ya que el transporte de las hormonas se realiza con mayor facilidad en tejidos con membranas y paredes celulares flexibles (Hartmann y Kester, 1977; Barajas-Morales, 1985; Hopkins, 1995; Kozlowki y Pallardy, 1997)

En otra publicación, Barajas-Morales (1987) estudió la gravedad específica de madera de 220 especies pertenecientes a dos orígenes contrastantes en cuanto a precipitación y ubicación: Los Tuxtlas (SAP) y Chamela, Jalisco (SBC) confirmando estas diferencias (Tabla 10): los árboles de la zona húmedas presentaron menor densidad promedio o dureza (0.58) que los provenientes de zonas más secas (0.78); para *G. sepium* sólo reporta el dato para Chamela, con una gravedad específica de 0.64 que representa un valor intermedio-bajo considerando que la gravedad máxima para ese sitio se encontró en *Caesalpinia sclerocarpa* con 1.39 y la mínima en *Jacaratia mexicana* con 0.16; aunque no reporta el valor para *G. sepium* en Los Tuxtlas, los valores reportados para las especies de esa selva se encuentran en el rango de 0.16 a 0.96 (Barajas-Morales, 1987). Es por lo anterior que podríamos decir que *G. sepium* es una especie blanda a semi-dura, fácil de enraizar, y que a pesar de no tener datos sobre El Garrapatal ni Los Tuxtlas, podemos predecir diferenciación en cuanto a gravedad específica de la madera de *Gliricidia sepium* para estos dos orígenes, y podemos afirmar que la efectividad de la humedad ambiental para la formación de raíces es un factor que varía en función de la gravedad específica o dureza de la madera de la población particular de *G. sepium*.

¹⁴ La gravedad específica de la madera “puede ser considerada como la manifestación más evidente de la substancia maderable con respecto al rango de espacio libre” (Barajas-Morales, 1987).

Tabla. 10. Cuadro comparativo de gravedad específica de algunas especies de Chamela (SBC) y Los Tuxtlas (SAP).

Especie	Chamela	Los Tuxtlas
<i>Jacaratia mexicana</i>	0.16	--
<i>Heliocarpus donnell-smithii</i>	--	0.16
<i>Gliricidia sepium</i>	0.64	--
<i>Ceiba aesculifolia</i>	0.48	--
<i>Ceiba pentandra</i>	--	0.38
<i>Coccoloba barbadensis</i>	0.71	0.70
<i>Cordia alliodora</i>	0.73	0.48
<i>Cordia dentata</i>	0.53	
<i>Cordia elaeagnoides</i>	0.88	
<i>Cordia hintonii</i>	0.64	
<i>Cordia sonora</i>	0.81	
<i>Crataeva tapia</i>	0.65	0.55
<i>Acacia angustissima</i>	0.85	--
<i>Acacia mayana</i>	--	0.73
<i>Ficus cotinifolia</i>	0.40	0.23
<i>Coccoloba barbadensis</i>	0.71	0.70
<i>Citharexylum affine</i>	0.71	0.65
<i>Pimenta dioica</i>	--	0.96
<i>Caesalpinia sclerocarpa</i>	1.39	--

Tabla modificada a partir de: Barajas-Morales, 1985 y Barajas-Morales, 1987

Los resultados particulares obtenidos en este trabajo en cuanto a que las estacas de la selva húmeda aumentaron su producción de raíces en condiciones de falta de humedad y las de la selva seca en condiciones de abundante humedad ambiental (Figura 15A), es decir, en condiciones contrarias a sus sitios de origen, pone de manifiesto la necesidad de abundar las investigaciones sobre el efecto del estrés de humedad ambiental como posible favorecedor de la formación de raíces.

Por otra parte es relevante mencionar que esta especie fue introducida a la costa del golfo a partir de las poblaciones del pacífico, donde es característica la selva baja caducifolia, por lo que no esperaríamos diferencias en las características del tallo, como en las poblaciones que llevan un largo tiempo de permanencia en un sitio, y por lo tanto de adaptación a éste, a menos que la densidad de la madera sea respuesta de tipo plástica, es decir, que se modifique de acuerdo con las condiciones de crecimiento.

7.3 Invernadero

El análisis de varianza múltiple general, indica que el invernadero en que se colocaron las estacas afectó la formación de raíces (figura 14A). Los factores que diferenciaron este tratamiento fueron la humedad y la temperatura ambientales. Estos datos indican que la formación de raíces de las estacas de *G. sepium* se favorece en el invernadero de mayor humedad y temperatura ambiental pues obtuvimos valores de enraizamiento del 71% de las repeticiones para el invernadero húmedo y de 41% de las repeticiones para el seco. Los resultados obtenidos en cuanto a humedad en el sustrato (riego) al interior de los invernaderos (Figura 15B), indican que hay una relación entre estos dos factores, pues en el invernadero con alta humedad ambiental (aunque el MANOVA no muestra diferencias significativas), se observa una tendencia a disminuir la formación de raíces con riegos abundantes, mientras que en el invernadero de baja humedad el riego medio obtuvo valores mayores de enraizamiento que el riego escaso.

Un medio de enraizamiento con altas cantidades de agua está asociado con altas tasas de toma de agua por parte de las estacas, como podría ocurrir en el invernadero seco, pero un exceso de agua puede resultar en anoxia de la base de la estaca (Loach, 1986): al haber mayor humedad ambiental en el invernadero húmedo, es de esperar, que a pesar de tener mayor temperatura, la tasa de evaporación del agua del sustrato sea menor que en el invernadero seco, por lo que el agua puede acumularse en el sustrato impidiendo la formación de raíces, lo que podría explicar la tendencia de que se reduzca el enraizamiento en el invernadero húmedo con riego medio y abundante. Es interesante observar que, aunque no mostraron diferencias significativas, los datos de supervivencia para los regímenes de riego al interior de los invernaderos muestran una tendencia a confirmar estos datos, pues el riego medio y abundante tiende a disminuir la supervivencia de las estacas con respecto al escaso en el invernadero húmedo y a aumentarla en el invernadero seco (Figura 35A).

Para establecer un método de propagación vegetativa en campo, es necesario considerar tanto la disponibilidad de agua para riego como la ambiental; las condiciones naturales de alta humedad ambiental, acompañadas de lluvias esporádicas o la implementación de un invernadero sin costosos métodos de irrigación, son favorecedores para la formación de raíces en *G. sepium*.

7.4 Hormonas

El efecto que tiene el AIB sobre el enraizamiento de las estacas aún está circunscrito a descripciones de casos específicos, pues mientras en algunos ha mostrado un efecto favorable como en: *Bombacopsis quinatum*, *Cederla odorata*, *Gmelina arbórea*, *Morus alba*, *Cordia alliodora*, *Terminalia amazonia* *Spondias mombin*, entre otras (Diaz-Maldonado, 1991; Mesén et al., 1997; Alfaro, 1999;

Boschini y Rodríguez, 2002; Morales, 1999; Zamora, 2004), en otros no lo ha mostrado como en: *Vochysia guatemalensis*, *Araucaria hunsteinii*, *Cecropia obtusifolia*, etc., (Mesén-Sequeira y Trejos, 1997; Trejos, 1996; Martínez-Araya, 1996; La-Pierre, 2001). En este trabajo, el MANOVA no indicó diferencias significativas entre los distintos tratamientos (figura 14C), sin embargo puede observarse una ligera tendencia a aumentar la formación de raíces al aumentar la concentración de hormonas. García (2002) obtuvo datos similares, pero no claros para *G. sepium*; sin embargo, sería interesante probar con concentraciones mayores de fitohormona en experimentos futuros. Tampoco se observa que alguna de las concentraciones aceleren el tiempo de formación de raíces (Figura 19). Mientras no se amplíen los estudios sobre la acción de las fitohormonas en la fisiología de las plantas, el estudio que sobre éstas se haga continuará como una descripción de casos individuales. De momento, la inversión en la compra de fitohormonas podría ser un gasto innecesario para la formación de raíces adventicias en *Gliricidia sepium*.

7.5 Hojas

En *G. sepium* la formación de hojas también muestra un rápido incremento prácticamente desde el inicio del experimento (Figura 25). Al provenir de estacas en estado adulto, las primeras hojas que formaban las estacas eran compuestas, alternas e imparipinadas de 15 a 20 cm con 7 a 25 foliolos, es decir, hojas en estado adulto (Parrota, 1992). Los cortos tiempos en el inicio de formación de hojas pudieran estar relacionados con las yemas axilares preformadas que tenían las ramas antes de ser cortadas para hacer las estacas, ya que éstas formaron hojas antes de formar raíces, lo que podría ser considerado como contraproducente para la estaca, ya que comienza a perder humedad rápidamente a través de los estomas foliares antes de poseer un sistema radicular de absorción de agua y nutrimentos (Hartmann y Kester, 1997), sin embargo, la supervivencia de estas estacas se podría explicar por las reservas incluidas en la estaca, mientras que comienza la formación de raíces o al desvío de reservas hacia la hoja. La pronta formación de hojas que mostró *G. sepium*, es una característica obtenida gracias a la propagación vegetativa, y que le brinda una característica más para ser considerada en la restauración ecológica, pues rápidamente forma sombra y cubierta de hojarasca que protege al suelo de la erosión, exceso de evaporación y nutrimentos formados por la descomposición de las mismas.

7.6 Interacción Callo-Raíz-Supervivencia

Los datos existentes sobre el papel de la formación de callos en la de raíces en plantas *in vivo* aún no está clara, ya que para muchas especies se observa que el callo es un factor indispensable para la formación de raíces, en tanto que para otras es independiente.

En este trabajo encontramos que para *Gliricidia sepium*, los callos parecen ser un factor relacionado con la producción de raíces mas no condicionante, pues también se presenta la formación de raíces sin la formación previa de callo. Si comparamos las gráficas de formación de callo y de raíz en el tiempo (Figura 41), podremos notar que no existe una relación clara en cuanto a la formación previa del callo o de la raíz como para aseverar que alguna preceda a la otra.

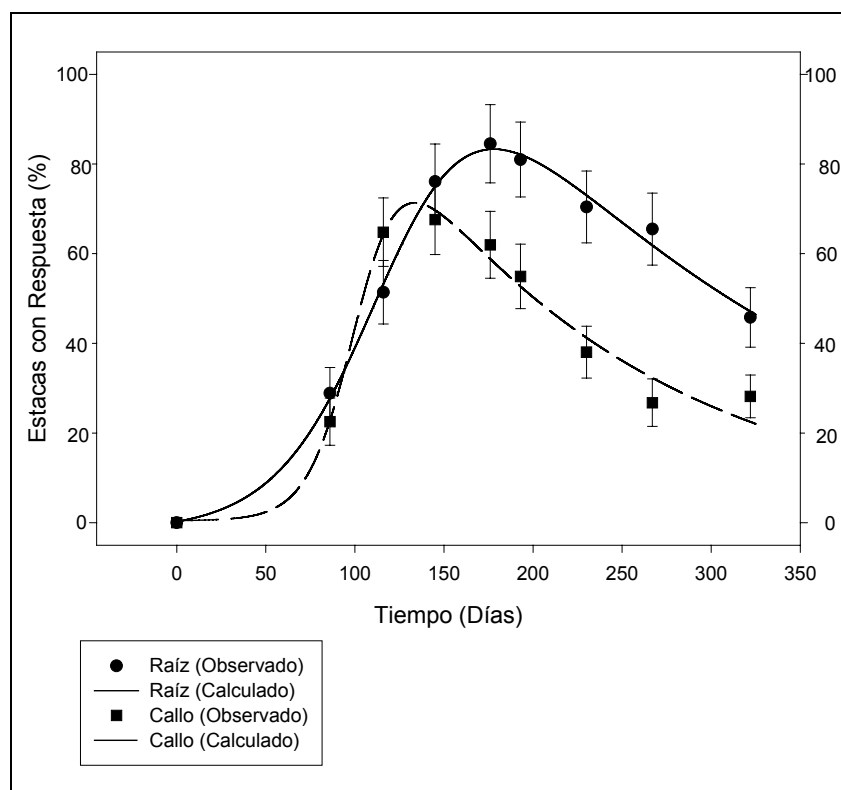


Fig. 41. Curvas comparativas de ajustes de respuesta en el tiempo para formación de callo y de raíz en estacas de *G. sepium*.

Por otro lado, como se puede observar en la figura 42, del total de unidades de muestreo (bolsas con estacas) que formaron callo, la mayoría formó raíz y tan solo el 3.47% no lo hizo, lo cual nos haría pensar que el callo está relacionado con la formación de raíces, sin embargo, del total de estacas que no formaron callo, una gran parte no formó raíz pero el 25% sí lo hizo, mostrando una alta incidencia de raíces sin formación de callos, es decir, la presencia de callo es un factor que aumenta la probabilidad de producción de raíces, mas no es imprescindible. Una recomendación para viveristas pudiera ser el desechar las estacas sin callo hasta después de que pase el tiempo límite de formación de raíces (cuarto mes), pero conservar las que sí presenten callo ya que tienen una alta probabilidad de sacar raíz.

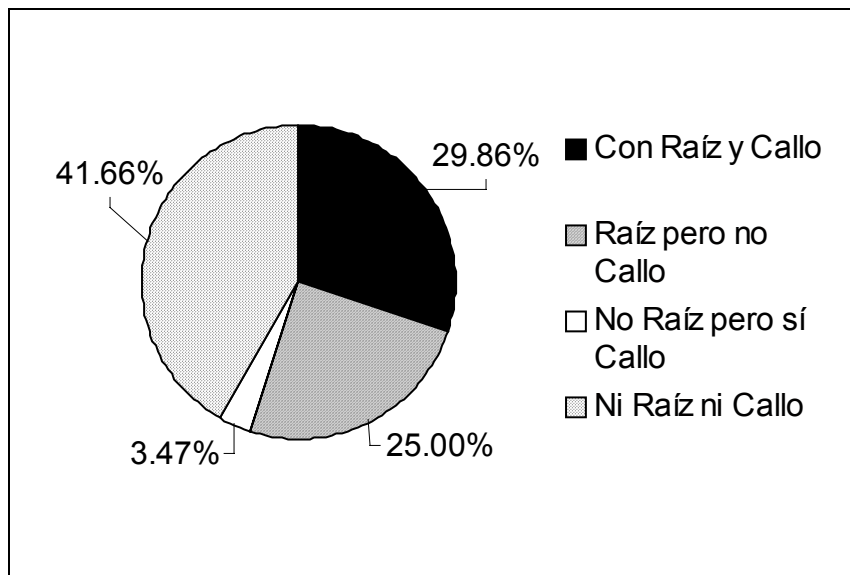


Fig. 42. Relación de unidades de muestreo (bolsas con estacas) con presencia o ausencia de raíz y/o callo.

La curva de formación de callos llega a su máximo para el cuarto mes (antes que la de formación de raíz, hacia los 5 meses y medio) después del cual la curva decrece (Figura 43). Krikorian y Smith (1990) realizaron experimentos de cultivo de tejidos y observaron que la disminución de concentración de citosina respecto a la de auxina favorece la formación de raíces. Sería conveniente realizar experimentos *in vivo*, en los que se observe si este patrón se repite con los callos formados por las estacas, para probar si este tratamiento pudiera incrementar la diferenciación de los callos hacia raíz en el cuarto mes.

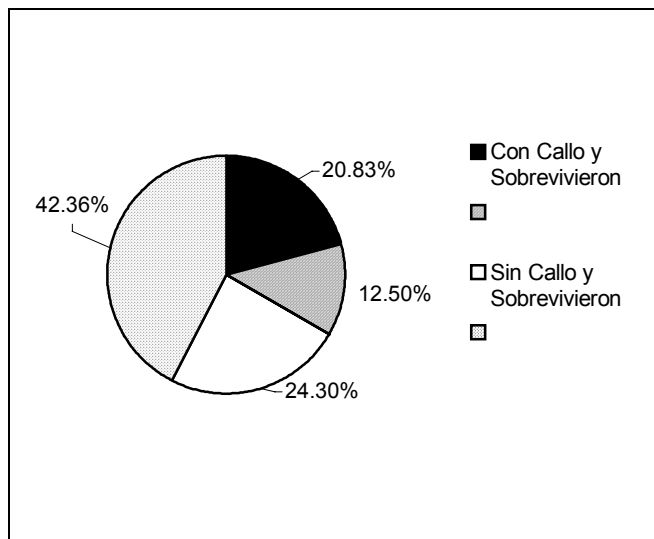


Fig. 43. Relación de unidades de muestreo (bolsas con estacas) con raíz y supervivencia.

En cuanto al callo y supervivencia (Figura 43), obtuvimos que de las repeticiones que tenían estacas que formaron callo, la mayoría sobrevivió, pero de las que no formaron callo, también sobrevive un porcentaje similar, por lo que la formación del callo no es un indicador obligado de la supervivencia de la estaca, sin embargo también puede observarse que el decremento en la curva de formación de callos en el tiempo, coincide con la estabilización de la de supervivencia (Figura 44), lo que probablemente pueda ser interpretado como que el callo, más que ser un factor determinante de la supervivencia de las estacas, pudiera ser una respuesta a condiciones adversas a esta y que por ende, tiene relación con la supervivencia.

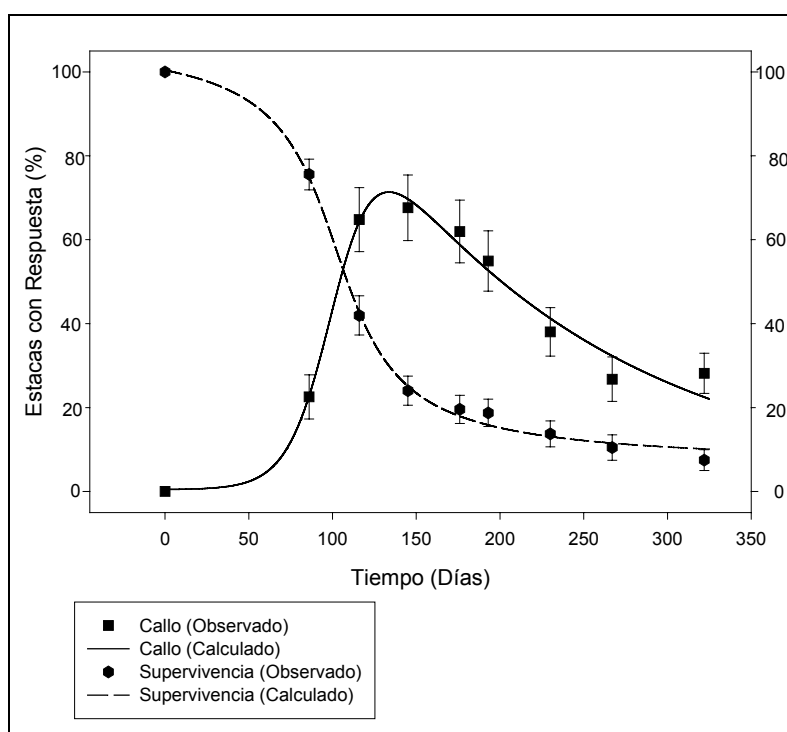


Fig. 44. Curvas comparativas de ajustes de respuesta en el tiempo de formación de callos y supervivencia de estacas de *G. sepium*.

7.7 Interacción Hoja-Raíz-Supervivencia

De las estacas que formaron hoja, una gran mayoría formó raíz (54.16%), mientras que una tercera parte (33.33%) no lo hizo; y de las que no formaron hojas, una mínima parte sí formó raíz y el 11.8% no lo hizo (Figura 45), lo que podría aparentar una relación directa entre la formación de hojas y la de raíces, sin embargo, es de esperarse que de ser cierto, esto se vería reflejado en la supervivencia de las estacas, ya que la formación de raíces es indispensable para su supervivencia, sin embargo, obtuvimos que

del 87.49% de estacas que formaron hoja, exactamente la mitad sobrevivió y la mitad no (Figura 47), mostrando la carencia de una relación clara entre la formación de hojas y la supervivencia. Por otra parte mientras que la estaca no haya formado raíz, no puede ser considerada una unidad de propagación independiente (Hartman y Keste, 1997).

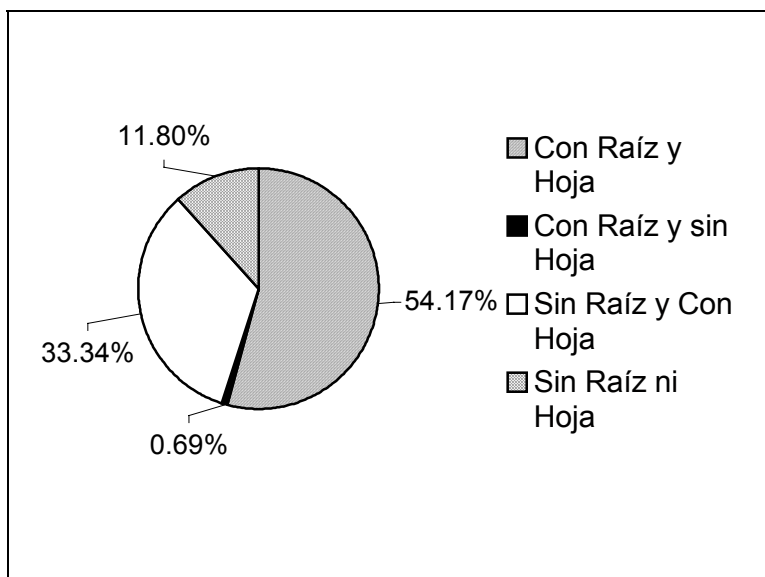


Fig. 45. Relación de unidades de muestreo (bolsas con estacas) con presencia/ausencia de Raíz y Hoja

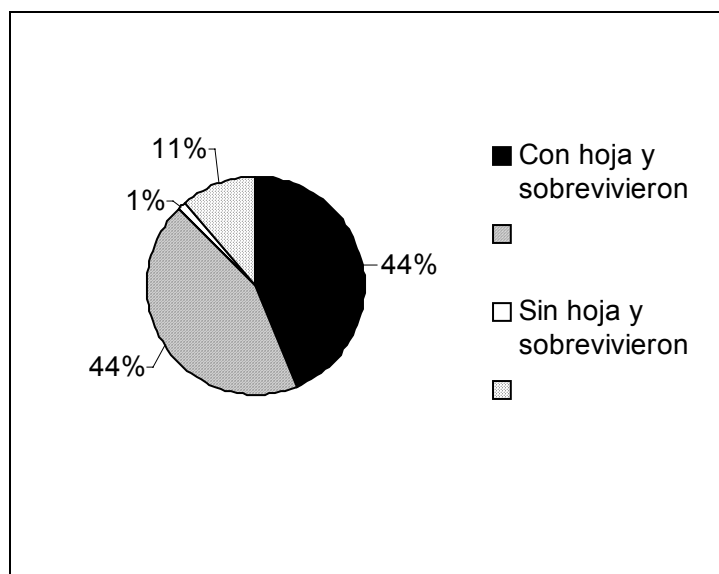


Fig. 46. Relación de unidades de muestreo (bolsas con estacas) con presencia/ausencia de hoja y supervivencia

Por otro lado, los tiempos y velocidades de formación, tanto de hoja como de raíz, (figura 40), muestran que la formación de hojas se presenta de forma mucho mayor y más rápida que la de raíces, y que la velocidad en el decremento de la curva de hojas no coincide con la de raíces, lo que nos hace pensar en que si las hojas no son factores determinantes de la formación de raíces, se forman antes que éstas. Ljung y colaboradores encontraron que las hojas jóvenes en desarrollo contienen cerca del 33% de las auxinas presentes en la planta (Ljung et al. 2001), (aunque aún no está claro si el sitio de síntesis es en estas o en el meristemo apical), lo que nos hace pensar sobre la posibilidad de las hojas como un factor más favorecedor de la formación de raíces, más no determinante de esto.

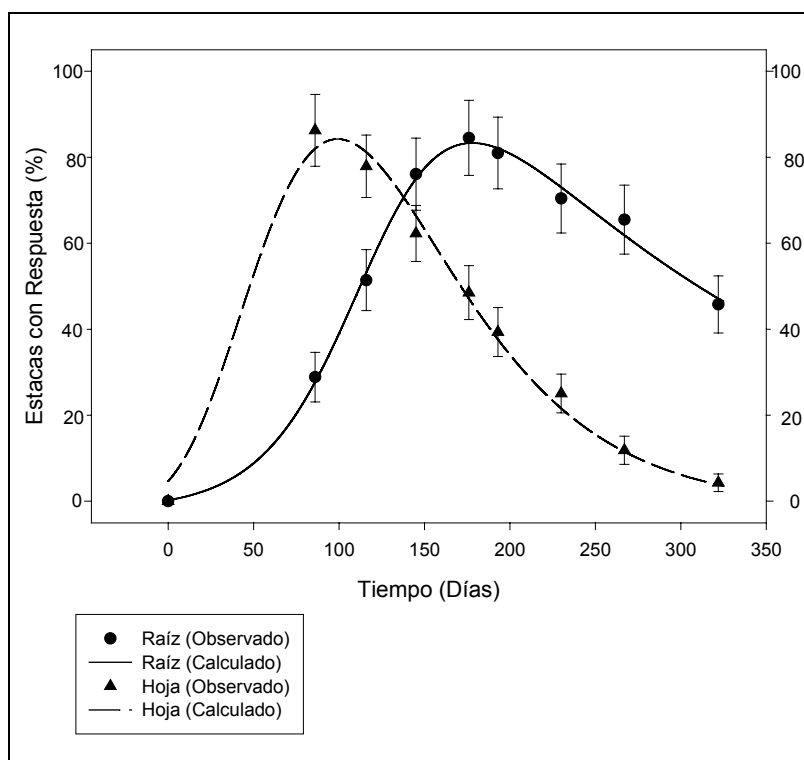


Fig. 47. Curvas comparativas de ajustes de respuesta en el tiempo para formación de hojas y raíz.

Se recomienda en general realizar el transplante antes de que la curva de formación de raíces decaiga, ya que pasado este tiempo, probablemente las condiciones de la bolsa de siembra (como nutrientes, agua, espacio, etc.) no sean del todo adecuadas para el desarrollo posterior de raíces.

7.8 Selvas, Restauración y Propagación

Los métodos de explotación extensivos de tipo agrícola, pecuario y forestal a los que se ven obligados los habitantes de las zonas selváticas por falta de tierras, recursos y apoyo técnico, elimina la posibilidad de implementación real de cualquier programa de conservación¹⁵, pues cualquier área se verían continuamente “invadida” por gente necesitada de satisfacer sus necesidades mínimas de supervivencia.

La República Mexicana es uno de los países de mayor diversidad en el mundo y que tiene una mayor diversidad entre hábitats (diversidad β) que al interior de los hábitats (diversidad α). Desde un punto de vista conservacionista clásico, aún son insuficientes las más de 150 áreas naturales protegidas existentes en el país para conservar la inmensa diversidad de nuestro territorio, siendo “necesaria” la creación de más áreas (Estudio de país, atlas de, SEMARNAP-INEGI, el otro de conserva) en las que los habitantes de estas zonas, así como sus actividades serían considerados un “riesgo” para las mismas, sin embargo, las áreas protegidas a su vez, representarían un riesgo para los habitantes (generalmente en situación de pobreza), ya que la explotación de los únicos recursos a los que tienen acceso y de los cuales dependerían para subsistir estaría limitada (si no es que anulada). Actualmente, las políticas conservacionistas ponen el medio ambiente por delante de los hombres, mujeres y niños que lo habitan¹⁶.

Ante esta terrible situación, el establecimiento de áreas naturales que consideren a sus habitantes y sus actividades, no solamente como los “manejadores” del lugar, sino como parte integrante del área, podría ser una opción, siempre y cuando se les acompañe de programas gubernamentales que subsidien¹⁷, brinden apoyo técnico y fortalezcan las comunidades en sus ingresos, alimentación y servicios, infraestructura y apoyo técnico para la realización de empresas colectivas campesinas que puedan implementar métodos de producción de menor impacto ambiental, y que contemplen la restauración de las áreas dañadas. Un segundo punto a consideración sería el reconocimiento legal de sus habitantes como entidades colectivas sujetas a derecho público, ya que esto les otorgaría, a partir de sus propios criterios organizativos, la figura legal para solicitar o elaborar programas de manejo propios y adecuados a sus necesidades y a las del ecosistema.

La restauración de áreas degradadas, planeada, dirigida y realizada junto con las comunidades que las habitan, podría ser una posibilidad para la recuperación y conservación de áreas verdes y su biodiversidad.

¹⁵ Desde un punto de vista clásico conservacionista.

¹⁶ Y que generalmente son campesinos de subsistencia.

¹⁷ Con esto no nos referimos a una política paternalista de mantenimiento, sino a una la introducción de capital que fomente el desarrollo rural.

La propagación vegetativa ha mostrado ser una herramienta útil tanto para los sistemas agro-silvo pastoriles. Son muchos los trabajos que se han hecho sobre la propagación por estacas en especies tropicales: *Vochysia guatemalensis* (Di-Mesén-Sequeira y Trejos, et al. 1997), *Cedrela odorata* (Díaz-Maldonado et al. 1992), *Bombacopsis quinatum* (Alfaro, 1991), *Vochysia guatemalensis* (Trejos, 1996), *Araucaria hunsteinii* (Martínez-Araya, 1996), *Morus alba* (Boschini y Rodríguez, 2002), *Cecropia obtusifolia* (LaPierre, 2001), *Bursera simarouba* (Messenger et al., 1997; García, 2002), *Spondias sp.* (Messenger et al., 1997; Zamora, 2004), *Cordia alliodora* (Mesén, et al., 1997), *Elaeagia uxpanapensis* (Brenses y Di Stéfano, 1997), y por supuesto, *Gliricidia sepium* (Messenger et al., 1997, García. 2002; Di Stéfano y Fournier, 1996), por mencionar algunos, en los que este método ha mostrado ser una herramienta útil que ha acelerado los tiempos de formación de individuos adultos.

Sin embargo, una de las críticas más fuertes que se le hace a éste método es el de la propagación de elementos clonales, y por ende, la posibilidad de disminuir la variación genética al interior de las poblaciones (Rájora, 1999), sin embargo, ante la situación actual de las selvas tropicales, el riesgo podría ser, no solamente perder la diversidad intra poblacional de una especie, sino perder totalmente el área fomentando su sabanización (Vazquez-Yanez y Batis, 1996). Sin embargo este problema, aunque real, puede ser aminorado seleccionando individuos donadores pertenecientes a poblaciones distintas dentro de una misma área, pero sobre todo, incluyendo programas de propagación por medio de semilla, por lo que el estudio de la propagación vegetativa debe ir siempre acompañado de estudios de propagación sexual. Sería conveniente considerar esta premisa como una característica más que deben cumplir las especies con potencial en restauración. De la Vega (2003) realizó un estudio sobre la germinación de *G. sepium* con fines de restauración, y encontró que esta especie también es susceptible de ser propagada sexualmente por semillas con fines de restauración, ya que “tienen capacidad germinativa alta, germinan en un amplio rango de temperaturas, no tiene requerimientos específicos de luz, no tiene ningún tipo de latencia fisiológica, puede sobrevivir en condiciones de estrés hídrico, su crecimiento es rápido y sus semillas son ortodoxas” (De la Vega, 2003).

8 Conclusiones y recomendaciones de tipo práctico para la propagación vegetativa de *Gliricidia sepium*

- *Gliricidia sepium* es una leguminosa de fácil propagación vegetativa ampliamente utilizada por los campesinos en zonas húmedas y sub-húmedas de México.
- El evento determinante del éxito en la propagación vegetativa, así como de la supervivencia de las estacas de *G. sepium* es la formación de raíces.
- *G. sepium* es una planta de madera suave a semi-dura, de rápida formación de raíces.
- La humedad ambiental mostró ser, de los factores estudiados, la que mostró tener mayor influencia en la formación de raíces adventicias de *G. sepium*. Los ambientes con alta humedad ambiental favorecen la formación de raíces adventicias. El uso de invernaderos de ambiente controlado con el uso de aspersores ambientales que conserven una humedad ambiental de aproximadamente el 60%, es muy recomendable para la propagación por estacas de *G. sepium*.
- En el caso de utilizarse invernaderos con alta humedad ambiental no son recomendables regímenes de riego abundante, se recomienda el riego a capacidad de campo aproximadamente una vez por semana, para evitar la anoxia de las estacas. Para los invernaderos de baja o sin control de humedad ambiental se recomienda regar de dos a tres veces por semana a capacidad de campo.
- Todas las estacas de *G. sepium* tienen el potencial de formar raíces. En las estacas de *G. sepium*, la presencia de callos (que se presentará en un máximo de cuatro meses), así como la formación de hojas, indican una mayor probabilidad (aunque no inequívoca) de formación de raíces. Las estacas que después de cinco meses y medio no presenten formación de raíces, tienen una baja probabilidad de formarlas, por lo que su conservación en los invernaderos o propagadores no es recomendable ya que únicamente ocupan espacio disponible para nuevas estacas.
- Las poblaciones de *G. sepium*, a pesar de que podrían tener diferentes gravedades específicas, muestran uniformidad en cuanto a su potencial para propagarse vegetativamente. Lo que implica que se pueden utilizar plantas de ambas selvas para ser propagadas en cualquiera de los dos sitios de estudio y ampliar la variación genética de los propágulos. Sin embargo lo recomendable sería incluir estacas de las poblaciones originales de la costa del Pacífico.
- El uso de AIB en polvo a concentraciones de 1000, 5000 y 10000 ppm representa un gasto innecesario para la formación de raíces adventicias en la propagación vegetativa de estacas de *G. sepium*.

- En experimentos de propagación se recomienda manipular de forma mínima las estacas, para evitar que se lastimen las frágiles raíces en formación. Se requiere desarrollar nuevos métodos que indiquen la presencia de raíces sin necesidad de sustraer la estaca del sustrato.
- Es necesario desarrollar nuevas investigaciones que incluyan la hora de corte de las estacas en la formación de raíces de *G. sepium*
- Es necesaria una valoración precisa sobre el uso de semillas de *G. sepium* para programas de restauración ecológica en selvas tropicales mexicanas.

Bibliografía

- Alán E. y U. Barrantes. 1988. Efecto Alelopático del Madero Negro (*Gliricidia sepium*) en la Germinación y Crecimiento inicial de algunas malezas tropicales. *Turriaba* 38(4): 271-278
- Alcorn, J. 1994. Consideraciones sobre la historia de las áreas naturales protegidas y la Conservación de la naturaleza en México. En: *Atlas de Reservas de la Biosfera y otras Áreas Naturales Protegidas.* Instituto Nacional de Ecología, México.
- Alfaro M.. 1991. Enraizamiento de estacas de *Bombacopsis quinatum* (Jacq.) Dugand. *Ciencias Ambientales* (7): 75-92
- Arriaga, L., J.M. Espinoza, C. Aguilar, E. Martínez, L. Gómez y E. Loa (coordinadores). 2000. Regiones terrestres prioritarias de México. Comisión Nacional para el Conocimiento y uso de la Biodiversidad, México.
- Barajas-Morales, J. 1985. Wood structural differences between trees from two tropical forests in México. *IAWA Bulletin n.s.6*:355-364
- Barajas-Morales, J. 1987. Wood specific gravity in species from two tropical forests in México. *IAWA Bulletin n.s. 8* (2): 143-148.
- Boschini F. y C. Rodríguez. 2002 The stimulation of rooting in mulberry (*Morus alba*) with indol butyric acid (IBA). *Agronomía Mesoamericana* (13) 1: 19-24
- Brenes, C. y L. G. Di Stéfano. 1997. Potencial propagation by stakes in *Elaeagia uxpanapensis* (Rubiaceae). *Revista de Biología Tropical* (45) 1: 605-608.
- Caceres, O. y E. González. 1998. Potencial alimenticio de árboles y arbustos forrajeros tropicales para los ovinos. *Los árboles y arbustos en la ganadería (Memorias).* 306: 50-51. Matanzas, Cuba.
- Cano-Santana, Z. y J. Meave. 1996. Sucesión primaria en derrames volcánicos. *Ciencias.* 41: 58-68.
- Carabias L. 1979. Análisis de la Vegetación de la Selva Alta Perennifolia y Comunidades Derivadas de esta en una Zona Cálido Húmeda de México, Los Tuxtlas, Veracruz. *Tesis profesional de Licenciatura.* Facultad de Ciencias, UNAM.
- Chapela, I.H. y D. Quist. Transgenic DNA introgressed into traditional maize landraces in Oaxaca, Mexico. *Nature* 414: 541-543
- Chapin, M.C. 2002. Principles of Terrestrial Ecosystem Ecology. Edit. Springer. U.S.A. pp:356-370.
- Clavero, T. y R. Razz. 1999. Valor nutritivo de *Gliricidia sepium* en condiciones de bosque seco tropical. *Revista Cubana de Ciencia Agrícola.* 33 (1):97-100. Cuba.
- CONABIO, 1998. La diversidad biológica de México: Estudio de País. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México.

- Conaculta-Inah, 1980. Museo Nacional de Antropología. Guía Esencial. Coedición Editorial Raíces.
- Creelman, R.A. y J.E. Mullet. 1997. Oligosaccharins Brassinolides, and Jasmonates: Nontraditional Regulators of Plant Growth, Development, and Gene Expression. *The Plant Cell* (9): 1211-1223.
- Cronquist A., 1988 The evolution and classification of flowering plants. Bronx, new york ; new york botanical garden. 555pp
- Davies, P.J. 1990. The plant Hormones: Their Nature, Occurrence and Functions. en Davies, P.J. (Ed.). *Plant Hormones and their Role in Plant Growth and Development*. Edit. Kluwer Academic Publishers. U.S.A. pp: 1-12
- De la Vega, R. A. 2003. Ecofisiología de la germinación y establecimiento de *Gliricidia sepium* (Jacq.) Steud, Papilionaceae con fines de restauración ecológica. *Tesis profesional de Licenciatura*. Facultad de Ciencias, UNAM. México. 87pp.
- Dickison, W.C. 2000. Integrative Plant Anatomy. Edit. Harcourt Academic Press, U.S.A.
- Dirzo R. 1991. Rescate y restauración ecológica de la selva de Los Tuxtlas. *Ciencia y desarrollo* 13:33-45. México
- Di Stefano G. y J.F. Fournier-Origgi. 1996. Root development in recently established *Gliricidia sepium* (Fabaceae) stakes. *Revista de Biología Tropical* (44)1: 81-85.
- Díaz-Maldonado, E. 1991. Técnicas de enraizado de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. y *Gmelina arborea* Linn.. *Tesis Profesional de Maestría*. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza, Turrialba, Costa Rica. 93 pp.
- Díaz-Maldonado, E. Salazar-Figueroa, R. Mesén-Sequeira. 1992. Enraizamiento de estacas juveniles de *Cederla odorata*. *Silvoenergía* 51:1-4
- Dzowela, B.H. L. Hove, B.V. Maasdorp, P.L. Mafongoya. 1997. Recent work on the establishment, production and utilization of multipurpose trees as a feed resource in Zimbabwe. *Animal Feed Science Technology* 69: 1-15.
- Eguiarte L.E y Piñero D., 1990. Genética de la conservación: leones vemos, genes no sabemos. En: Núñez-Farfán y L.E. Eguiarte (Comps.) 1999. *La evolución biológica*.. Edit. Fac. Ciencias, UNAM-Conabio.
- Epstein, E. Chen, K.H. y Cohen, J.D. 1989. Identification of indole-3-butyric acid as an endogenous constituent of maize kernels and leaves. *Journal of Plant Growth Regulation* 8:215-223.
- Esau, K. 1977. Anatomy of seed plants. John Wiley & sons edit. U.S.A. pp:215-255
- ETC group. 1994. Bioprospección/biopiratería y comunidades indígenas. *Comunicación*, 30 de Noviembre, Winnipeg, Canada.

- ETC group. 2004. La Suprema Corte de Canadá pisotea los derechos de los agricultores y afirma el monopolio corporativo de Monsanto sobre seres vivos. *Comunicado de Prensa*, 21 de Mayo, Winnipeg, Canadá.
- F.A.O. 1986. Plan de acción forestal en los trópicos. *Unasyuva* (38): 152
- Fosket, D.E. 1994. Plant Growth and Development: a molecular approach. Edit. Academic Press. U.S.A. 580 pp.
- Ganong, W.F. 1992. Fisiología Médica. 13° Ed. Edit. El manual Moderno, México, D.F., pp 255
- García O. X. 2002. 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. *Tesis profesional de licenciatura*. Facultad de Ciencias, UNAM, México.
- Glawischnig, E. Tomas A., Eisenreich W., Spiteller, P. Bacher A., y Gierl A. 2000. Auxin Biosynthesis in Maize Kernels. *Plant physiology* (123):1109-1119.
- Gómez-Pompa A., C. Vázquez-Yanes y S. Guevara. 1976. The tropical rain forest: a non renewable resource. *Science* 177: 762-765.
- Gómez-Pompa, A. y B.L Wiechers. 1979. Regeneración de los ecosistemas tropicales y subtropicales. En: Gómez-Pompa, A, y R.S. Amo (Eds.). *Investigaciones sobre la regeneración de las selvas altas en Vera Cruz, México*. México: Compañía Editorial Continental. p. 11-30.
- González S. E., R. Dirzo y R. Vogt. 1997. Historia natural de los Tuxtlas. UNAM. Instituto de Ecología. México.
- Graham P.H y C.P. Vance. 2003. Legumes: Importance and Constraints to Greater Use. *Plant Physiology* 131: 872-877
- Hartmann, H.T., D.E.Kester, et.al. 1997. Plant propagation, principles and practices. Edit. Prentice Hall, New Jersey, U.S.A.
- Hopkins, W.G. 1995. Introduction to Plant Physiology. Edit. John Wiley & sons, Inc. U.S.A.
- Ibarra M.G. 1985. Estudios preliminares sobre la flora leñosa de la estación de Biología Tropical "Los Tuxtlas" Veracruz, México. *Tesis profesional de Licenciatura*, Facultad de Ciencias, UNAM.
- Iglesias G.L, Prieto R.J.A y Alarcón B.M. 1996. La propagación vegetativa de plantas forestales. *Revista Ciencia Forestal en México*. 21 (79) : 15-41.
- IMTA (Instituto Mexicano de la Tecnología del Agua), 1999. Extractor Rápido de Información Climatológica 1940-1999 (IMTA, 1999). Versión 2.0, México.

- Kadiata B.D., K Mulongoy, N.O. Isirimah y M.A. Amariki. 1996. Screening woody and shrub legumes for growth, nodulation and nitrogen-fixation potential in two contrasting soils. *Agroforestry Systems* 33: 137-152.
- Kende, H. y J.A.D. Zeevaart. 1997. The five “Classical” Plant Hormones. *The Plant Cell* (9): 1197-1210.
- Kozlowki, T.T y S.G. Pallardy. 1997. Physiology of woody plants. 2ª ed. Edit. Academic Press. 411 pp.
- Krikorian K.K y Smith L.D. 1990. Hormones in tissue culture and micropropagation. en: Davies P.J. (Ed.). *Plant Hormones and their role in plant growth and development.* Edit. Kluwer academic publishers, U.S.A. pp: 593-613
- LaPierre, L.M. 2001. Vegetative propagation of *Cecropia obtusifolia* (Cecropiaceae). *Revista de Biología Tropical* (49)3/4: 973-976.
- Latt C.R., P.K.R. Nair, B.T. Kang. 2001. Reserve carbohydrate levels in the boles and structural roots of five multipurpose tree species in a seasonally dry tropical climate. *Forest Ecology and Management* 146:145-158
- Lehninger A.L. 1982. Principios de Bioquímica. Edit. Worth.
- Leopold, A.S. 1950. Vegetation zones of Mexico. *Ecology* 31:507-518.
- Leyser, O. y Berleth T. 1999. A molecular basis for auxin action. *Cell & developmental biology.* (10): 131-137.
- Linares M. M. 1977. Propagación Vegetativa en México. *Tesis profesional de Licenciatura.* Facultad de Ciencias, UNAM. Ed. personal.
- Ljung, K., Rishikesh P.B. y Göran S. 2001. Sites and homeostatic control of auxin biosynthesis in *Arabidopsis* during vegetative growth. *The Plant Journal* 28 (4): 465-474.
- Lorbiecke R. y M. Sauter. 1999. Adventitious Root Growth and Cell-Cycle Induction in Deepwater Rice. *Plant Physiology.* 119:21-29
- Maderas del Pueblo del Sureste A.C. 2003. El caso de la reserva Montes Azules en la Selva Lacandona, Chis, un ejemplo del reiterado fracaso de la política “conservacionista” de las áreas naturales en México. Y de los intereses creados que se esconden detrás de ello. (Apunte cuasi sintético). Edit. Maderas del Pueblo del Sureste A.C. México.
- Malamy, J.E. y Ryan K.S. 2001. Environmental Regulation of Lateral Root Initiation in *Arabidopsis*. *Plant Physiology.* (127):899-909.
- Martínez-Araya, A. 1996. Propagación vegetativa de *Araucaria hunsteinii* Sch. mediante enraizamiento de estacas. *Informe de Práctica Profesional.* Instituto Tecnológico de Costa Rica, Departamento de Ingeniería Forestal, Cartago, Costa Rica. 38 pp.

- Martínez F.M. 1994. Manual de sustratos. Edit. Oasis Consultoría. Jiutepec, Mor. México. 31 pp.
- Martínez, M. 1937. Catalogo de nombres vulgares y científicos de plantas mexicanas. Edit. Botas. México. 552 pp.
- Martínez, M. 1959. Plantas útiles de la flora mexicana. Edit. Botas. México pp. 621.
- Meissner H.H. and D. V. Paulsmeier, 1995 Plant compositional constituents affecting between-plant and animal species prediction of forage intake. *Journal of Animal Science* (73) 8: 2447-2457
- Miranda F. y E. Hernández-x. 1963. Los tipos de vegetación de México y su clasificación. *Bol. Soc. Bot México* 28:29-73
- Mesén S., J.F. Newton, A.C. Leakey. 1997. Vegetative propagation of *Cordia alliodora* (Ruiz & Pavon) Oken: the effects of IBA concentration, propagation medium and cutting origin. *Fores Ecology Management* (92) 1-3: 45-54
- Mesén-Sequeira y J.F. Trejos. 1997. Vegetative propagation of San Juan (*Vochysia guatemalensis* Donn. Smith) by rooting of juvenile cuttings. *Revista Forestal Centroamericana* 21: 19-24
- Messenger, A.S, DiStéfano, G. J.F. Fournier-Origgí. 1997. Rooting and growth of cuttings of *Bursera simarouba*, *Gliricidia sepium*, and *Spondias purpurea* in upland stony, upland non-stony and lowland nonstony soils in Ciudad Colón, Costa Rica. *Journal of Sustainable Forestry* (5) 3-4: 19-151.
- Morales, W. 1999. Evaluación del potencial de enraizamiento de material juvenil de *Terminalia amazonia*. *Tecnología en marcha*. (13) 1: 175-179
- Muday, G.K. y Murphy A.S. 2002. An Emerging Model of Auxin Transport Regulation. *The Plant Cell*. (14): 293-298.
- Palma, J.M., C. Cárdenas, A. Moya y M. Aguirre. 1999. Valor nutritivo de tres leguminosas arbóreas en el trópico seco de México. *Pastos y Forrajes*. 33 (3): 57-63. Cuba.
- Parrotta, J.A. 1992. *Gliricidia sepium* (Jacq.) Walp. Gliricidia, mother of cocoa. *Department of Agriculture, Forest Service, Southern Forest Experiment Station*. New Orleans, E.U.A.. 7 pp
- Pennington T.D. y J. Sarukhan, 1968 Manual para la identificación de campo de los principales árboles tropicales de México. Instituto nacional de investigaciones forestales. México. 413 pp.
- PNUMA (Programa de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente). 2001. World Resources 2000-2001: People and Ecosystems. Ed. ONU. ONU. 239 pp.

- RAFI (Rural Advanced Fundation International), 1994. The beneficts of biodiversity: 100 + examples of the contribution by indigenous and rural communities in the south to develoment in the north. Occasional Paper Series. 1 (1): 16 pps.
- Rajora O.P. 1999. Genetic biodiversity impacts of silvicultural practices and phenotype selection in white spruce. *Theor Appl Genet* 99:954-961
- Ramos P.C.R. 2001. Propagación vegetativa por estacas de especies dominantes de la reserva del pedregal de San Angel. *Tesis profesional de licenciatura.* Facultad de Ciencias, UNAM, México, 56 pp.
- Rodríguez F.A. 1999. El arte de cultivar plantas ornamentals tropicales. Editorial José Martí. La Habana, Cuba
- Rojas G.M y Ramírez H. 1993. Control Hormonal del desarrollo de las plantas: fisiología-tecnología-experimentación. Edit. Limusa-Noriega Editores, 2ª Ed. México, D.F. 263pp.
- Rzedowski, J. 1994. Vegetación de México. Edit. Limusa-Noriega, México, D.F. pp 156-203
- Salisbury, F.B y Ross, C.W. 1994. Fisiología vegetal. Edit. Gpo. Editorial Iberoamérica. Mèxico, D.F.
- Scheinvar, A. P. 2003. Esrategias de la producción familiar para el desarrollo de la agricultura en México: tres estudios de caso. *Tesis profesional de Maestría.* Facultad de Economía, UNAM, México. 119 pp.
- Semarnap/Inegi, 1997. Estadísticas del Medio Ambiente, México, 1997. Semarnap-Inegi, México.
- Semarnap/Inegi, 1999. Estadísticas del Medio Ambiente, México, 1999. Semarnap-Inegi, México.
- Sillon, J.F., H. Ozier-Lafontaine y N. Brisson. 2000. Modelling daily root interactions for water in a tropical shrub and grass alley corpping system. *Agroforestry Systems.* 49: 131-152.
- Simons A.J. y Stewart J.L. 1998. Gliricidia sepium- a multipurpose Forage Tree Legume en: Gutteridge, R.C. y Shelton H.M. (Eds.). CAB Intemational, Wallinford. U.S.A.
- Sommer A. 1976. Ensayo de una estimación de los bosques húmedos tropicales del mundo. *Unasylnva* 28(2-3). FAO.
- Soto M. y Gama, L. 1997. Climas. En: *Historia natural de "Los Tuxtlas"* Edit. González-Soriano E., Dirzo R., Vogt, R. UNAM. 7-24 pp
- Sousa S. M. 1968. Ecología de las leguminosas de Los Tuxtlas, Veracruz. *Anales del Inst. de Biología.* UNAM. Serie botánica 39 (1):121-160
- Stiling, P.D. 1992. Ecolgy: theories and applications. 2ª ed. Edit. Prentice may, New Jerwey, pp: 402-406.
- Strasburger, E. Noll, F. Schenck, H. y Schimper A.F. 1986. Tratado de Botánica. 7ª edición. Edit. Marin. Barcelona, España.

- Trejos, S.E. 1996. Propagación vegetativa de *Vochysia guatemalensis* por medio de estacas. Tesis Profesional de Licenciatura Universidad de Costa Rica, Turrialbá. 57 p.
- Trewavas, A. R.E. Cleland 1983. Is plant development regulated by changes in the concentration of growth substances or by changes in the sensitivity to growth substances? *Trends in Biochemical Sciences* 8:354-357.
- Urbanska, K.M., R.W. Webb , P.J. Edwards. 1997. Why restoration? en: *Sustainable development*. Cambridge university Press pp: 3-7.
- Urrutia A. y Rojas R. 2002. Desalojan en forma pacífica a choles de Lucio Cabañas, en Montes Azules. *La Jornada* 20 de Diciembre de 2002. Política. México.
- Vázquez-Yanes, C. 1980. Notas sobre la autoecología de los árboles pioneros de rápido crecimiento de la selva tropical lluviosa. *Tropical Ecology*. 21 (1): 103-112.
- Vázquez-Yanes C. y A.I. Batis. 1996. La restauración de la vegetación, árboles exóticos vs árboles nativos. *Ciencias*. 43: 16-23.
- Vázquez-Yanes, C., A.I. Batis Muñoz, M.I. Alcocer Silvia, Ml Gual Díaz y C. Sánchez Dirzo. 1999. Árboles y arbustos potencialmente valiosos para la restauración ecológica y la reforestación. *Reporte técnico del proyecto J084*. Conabio-Instituto de Ecología, UNAM.
- Vuylsteker, C., Dewaele, E. y Rambour, S. 1998. Auxin Induced Lateral Root Formation in Chicory. *Annals of Botany*. 81: 449-454.
- Whitmore T.C. 1990. An introduction to Tropical Rain Forests. Clarendon Press. E.U.A. 296 pp.
- Zamora P. 2004 Efecto del ácido indolbutírico, la estratificación, la hora de corte y el tipo de selva en estacas de *Spondias mombin*: Una herramienta para la restauración ecológica. Tesis Profesional de Licenciatura. Facultad de Ciencias, UNAM, México.
- Zar, J.H. 1984. Biostatistical Análisis. Edit. Prentice Hall. U.S.A. 718 pp
- Zolman, B.K, Yoder A. y B. Bartel. 2000. Genetic Analysis of Indole-3-butyric Acid Responses in *Arabidopsis thaliana* Reveals Four Mutant Classes. *Genetics*. 156: 1323-1337

Cartografía consultada

- Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (Conabio). 1998. Topografía de México. Escala 1:250 000. Extraído de: *Modelo Digital del Terreno*. Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática. México.
- Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (Conabio). 1999a. Uso de suelo y vegetación modificado por CONABIO. Escala 1: 1 000 000. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. Ciudad de México, México.

- Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (Conabio). 1999b. Población hablante de lengua indígena, mayor al 75%. Obtenido de: *Conteo de población y vivienda. Resultados definitivos*. Instituto Nacional de Estadística Geografía e Informática. 1995. México.
- Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (Conabio). 2000. Regiones Terrestres Prioritarias. Escala 1:1 000 000. México.
- Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (Conabio). 2003. División Política Estatal. Escala 1:250 000. Extraído de *Conjunto de Datos Vectoriales y Toponimias de la carta Topográfica*. Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática. México.
- Digital Chart of the world. Red de Carreteras 1999. Escala 1: 1 000 000. México
- García, E. – Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (Conabio). 1998. Climas. (Clasificación de Köppen, modificado por García). Escala 1:1 000 000. México.
- Instituto Nacional de Estadística Geografía e Informática (Inegi). 2002. Localidades de la República Mexicana, 2000. Obtenido de: *Principales Resultados por Localidad. XII Censo de Población y Vivienda 2000*. Editado por Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México.
- Rzedowski, J. 1990. Vegetación Potencial IV.8.2. Obtenido de: *Atlas Nacional de México*. Vol II. Escala 1:4 000 000. Instituto de Geografía, UNAM. México.

Páginas de Internet Consultadas

- BIODIDAC, 2004: <http://biodidac.bio.uottawa.ca>
- CONABIO, 2004: <http://www.conabio.gob.mx>
- ETC group (Antes Rural Advanced Fundation International -RAFI-): <http://www.etcgroup.org>
- Simons A.J. y Stewart J.L. *Gliricidia sepium*- a multipurpose Forage Tree Legume en: Gutteridge, R.C. y Shelton H.M. (Eds.). *Forage Tree Legumes in Tropical Agriculture*. Fao.
<http://www.fao.org/ag/AGP/AGPC/doc/Publicat/Gutt-shel/x5556e00.htm#Contents>
- INE, 2003: <http://www.ine.gob.mx>
- INEGI, 2003. <http://www.inegi.gob.mx> Consultada en 2003-10-31

Apéndice I (Cuadros de MANOVA y ARM para Raíz)

Análisis de Varianza Múltiple para Raíces (normalizados)

Tipo III Suma de Cuadrados.					
Fuente	Suma de Cuadrados	G.L.	Cuadrados medios	F	P
Invernadero	35.2943	1	35.2943	30.40	0.0000
Selva	0.651856	1	0.651856	0.56	0.4555
Hormona	2.01002	3	0.670006	0.58	0.6315
Riego	5.63509	2	2.81754	2.43	0.0937
Interacciones:					
Inv. - Sel.	11.7606	1	11.7606	10.13	0.0020
Inv. - Horm.	2.33925	2	0.779749	0.67	0.5716
Inv. - Riego	7.64067	2	3.82033	3.29	0.0415
Sel. - Horm.	9.55461	3	3.18487	2.74	0.0474
Sel. - Riego	0.0134152	2	0.0067076	0.01	0.9942
Horm. - Riego	7.49068	6	1.24845	1.08	0.3828
Inv. - Sel. - Horm.	0.261087	3	0.087029	0.07	0.9733
Inv. - Sel. - Riego	1.25257	2	0.626283	0.54	0.5849
Inv. - Horm. - Riego	10.0511	6	1.67518	1.44	0.2064
Sel. - Horm. - Riego	12.0526	6	2.00877	1.73	0.1222
Inv. - Sel. - Horm. - Riego	8.45133	6	1.40856	1.21	0.3063
Residual	111.471	96	1.16115		
Total (corregido)	225.93	143			

Análisis de Rango Múltiple para Raíz (normalizado) por:

Invernadero

Método: 95.0% Tukey HSD

Invernadero	Conteo	Media LS	Sigma LS	Grupos Homogéneos
Seco	72	0.797488	0.126993	X
Húmedo	72	1.78764	0.126993	X
Contraste		Diferencia		+ / - limite
Húmedo- Seco		* 0.99015		0.356493

* denota diferencia estadísticamente significativa.

Análisis de Rango Múltiple para Raíz (normalizado) por:

Invernadero y Origen:

Método: 95% Tukey HSD

Invernadero Húmedo:					Invernadero Seco:				
Selva	Conteo	Media Ls	Sigma LS	Grupos Homogéneos	Selva	Media LS	Sigma LS	Grupos Homogéneos	
Alta	36	1.56914	0.196707	X	Baja	0.444426	0.16067	X	
Baja	36	2.00614	0.196707	X	Alta	1.15055	0.16067	X	
Contraste		Diferencia		+ / - límites	Contraste		Diferencia		+/- límites
Alta - Baja		0.437		0.559331	Alta - Baja		*-0.706125		0.45686

* denota diferencia estadísticamente significativa.

Análisis de Rango Múltiple para Raíz (normalizado) por:

Invernadero y Riego:

Método: 95% Tukey HSD

Invernadero Húmedo					Invernadero Seco:			
Riego	Conteo	Media Ls	Sigma LS	Grupos Homogéneos	Riego	Media LS	Sigma LS	Grupos Homogéneos
Medio	24	1.63013	0.240916	X	Abundante	0.333319	0.19678	X
Abundante	24	1.69608	0.240916	X	Escaso	0.770006	0.19678	X X
Escaso	24	2.03671	0.240916	X	Medio	1.28914	0.19678	X
Contraste		Diferencia		+ / - límites	Contraste		Diferencia	+/- límites
Escaso – Medio		0.406575		0.824088	Escaso – Medio		-0.519134	0.673114
Escaso– Abundante		0.340631		0.824088	Escaso – Abundante		0.436687	0.673114
Medio - Abundante		-0.0659441		0.824088	Medio - Abundante		*0.955821	0.673114

* denota diferencia estadísticamente significativa.

Análisis de Rango Múltiple para Raíz (normalizado) por:

Invernadero y AIB

Método: 95% Tukey HSD

Invernadero Húmedo:					Invernadero Seco:			
AIB (ppm)	Conteo	Media Ls	Sigma LS	Grupos Homogéneos	AIB (ppm)	Media LS	Sigma LS	Grupos Homogéneos
1,000	18	0.92599	0.217024	X	0	0.78817	0.28621	X
10,000	18	1.18788	0.217024	X	1,000	1.45387	0.28621	X
5,000	18	1.24741	0.217024	X	10000	1.56434	0.28621	X
0	18	1.53984	0.217024	X	5,000	1.63298	0.28621	X
Contraste		Diferencia		+ / - límites	Contraste		Diferencia	+/-límites
0 – 1000		0.613844		0.816878	0 – 1000		-0.665698	1.07731
0 – 5000		0.292435		0.816878	0 – 5000		-0.844809	1.07731
0 – 10000		0.351967		0.816878	0 – 10000		-0.776166	1.07731
1000 – 5000		-0.32141		0.816878	1000 – 5000		-0.179111	1.07731
1000 – 10000		-0.261877		0.816878	1000 – 10000		-0.110468	1.07731
5000 - 10000		0.0595329		0.816878	5000 - 10000		0.0686424	1.07731

* denota diferencia estadísticamente significativa.

Apéndice II (Cuadros de MANOVA y ARM para Callo)

Análisis de Varianza Múltiple para Callos (normalizados)

Tipo III Suma de Cuadrados.

Fuente	Suma de Cuadrados	G.L.	Cuadrados medios	F	P
Invernadero	12.0667	1	12.0667	15.72	0.0001
Selva	2.76078	1	2.76078	3.60	0.0609
Hormona	3.88174	3	1.29391	1.69	0.1752
Riego	9.08427	2	4.54214	5.92	0.0038
Interacciones:					
Inv. - Sel.	12.5827	1	12.5827	16.39	0.0001
Inv. - Horm.	4.3248	3	1.4416	1.88	0.1384
Inv. - Riego	6.77664	2	3.38832	4.41	0.0147
Sel. - Horm.	9.54676	3	3.18225	4.15	0.0083
Sel. - Riego	0.791928	2	0.395964	0.52	0.5986
Horm. - Riego	2.14254	6	0.35709	0.47	0.8325
Inv. - Sel. - Horm.	0.565873	3	0.188624	0.25	0.8642
Inv. - Sel. - Riego	4.23824	2	2.11912	2.76	0.0683
Inv. - Horm. - Riego	3.96246	6	0.660411	0.86	0.5270
Sel. - Horm. - Riego	4.39373	6	0.732289	0.95	0.4606
Inv. - Sel. - Horm. - Riego	7.93128	6	1.32188	1.72	0.1240
Residual	73.6894	96	0.767598		
Total (corregido)	158.74	143			

Análisis de Rango Múltiple para Callos (normalizado) por:

Invernadero

Método: 95.0% Tukey HSD

Invernadero	Conteo	Media LS	Sigma LS	Grupos Homogéneos
Seco	72	0.429688	0.103253	X
Húmedo	72	1.00864	0.103253	X
Contraste		Diferencia		+ / - límite
Húmedo - Seco		* 0.578952		0.28985

* denota diferencia estadísticamente significativa.

Análisis de Rango Múltiple para Callo (normalizado) por:

Invernadero y Origen

Método: 95% Tukey HSD

Invernadero Húmedo:					Invernadero Seco:				
Selva	Conteo	Media Ls	Sigma LS	Grupos Homogéneos	Selva	Media LS	Sigma LS	Grupos Homogéneos	
Alta	36	0.57457	0.15059	X	Baja	0.27255	0.14130	X	
Baja	36	1.4427	0.15059	X	Alta	0.586826	0.14130	X	
Contraste		Diferencia		+ / - límites	Contraste		Diferencia		+ / - límites
Alta - Baja		*0.868128		0.428199	Alta - Baja		-0.314275		0.401795

* denota diferencia estadísticamente significativa.

Análisis de Rango Múltiple para Callos (normalizado) por:

Invernadero y Riego

Método: 95% Tukey HSD

Invernadero Húmedo					Invernadero Seco:			
Riego	Conteo	Media Ls	Sigma LS	Gpos. Homo.	Riego	Media LS	Sigma LS	Grupos Homogéneos
Medio	24	0.6979	0.18443	X	Abundante	0.0	0.17306	X
Abundante	24	0.8287	0.18443	X	Escaso	0.5598	0.17306	X
Escaso	24	1.4992	0.18443	X	Medio	0.7292	0.17306	X
Contraste		Diferencia		+/- lmts.	Contraste		Diferencia	+/- limites
Escas –Medio		*0.801299		0.524435	Escaso – Medio		-0.169387	0.492096
Escaso–Abundante		*0.670475		0.524435	Escaso– Abundante		*0.559838	0.492096
Medio-Abundante		-0.130825		0.524435	Medio - Abundante		*0.729226	0.492096

* denota diferencia estadísticamente significativa.

Análisis de Rango Múltiple para Callos (normalizado) por:

Invernadero y AIB

Método: 95% Tukey HSD

Invernadero Húmedo					Invernadero Seco			
AIB (ppm)	Conteo	Media Ls	Sigma LS	Gpos. Homo.	AIB (ppm)	Media LS	Sigma LS	Gpos. Homo.
5,000	18	0.57713	0.212967	X	0	0.30202	0.19983	X
1000	18	0.82990	0.212967	X X	5000	0.34375	0.19983	X
0	18	1.31147	0.212967	X	10000	0.48615	0.19983	X
10000	18	1.31605	0.212967	X	1000	0.58682	0.19983	X
Contraste		Diferencia		+ / - límites	Contraste		Diferencia	+/- limits
0 – 1000		0.481574		0.605565	0 – 1000		-0.2848	0.752178
0 – 5000		*0.734341		0.605565	0 – 5000		-0.0417248	0.752178
0 – 10000		-0.00457683		0.605565	0 – 10000		-0.184125	0.752178
1000 – 5000		0.252767		0.605565	1000 – 5000		0.243075	0.752178
1000 – 10000		-0.48615		0.605565	1000 – 10000		0.100675	0.752178
5000 - 10000		*-0.738918		0.605565	5000 - 10000		-0.1424	0.752178

* denota diferencia estadísticamente significativa.

Análisis de Rango Múltiple para Callos (normalizado) por:

Riego

Método: 95.0% Tukey HSD

Riego	Conteo	Media LS	Sigma LS	Grupos Homogéneos
Abundante	48	0.414378	0.126458	X
Medio	48	0.713579	0.126458	X X
Escaso	48	1.02953	0.126458	X
Contraste		Diferencia		+ / - limite
Escaso – Medio		0.315956		0.425753
Escaso – Abundante		* 0.615157		0.425753
Medio - Abundante		0.299201		0.425753

* denota diferencia estadísticamente significativa.

Análisis de Rango Múltiple para Callo (normalizado) por:

Riego e Invernadero

Método: 95% Tukey HSD

Riego Escaso				Riego Medio			
Inv.	Conteo	Media	Sigma	Inv.	Media	Sigma	Gpos.
		LS	LS		L.S.	L.S.	Homo.
Seco	24	0.559838	0.19787	Húm.	0.6979	0.19928	X X
Húm	24	1.49923	0.19787	Seco	0.7292	0.19928	X X
Contraste		Diferencia		Contraste		Diferencia	
Húm-Seco		*0.939393		Húm-Seco		-0.03129	

Riego Abundante

Inv.	Media	Sigma	Gpos.
	L.S.	L.S.	Homo.
Seco	0.0	0.1306	X
Húm	0.8287	0.1306	X
Contraste		Diferencia	
Húm-Seco		*0.828757	

* denota diferencia estadísticamente significativa

Análisis de Rango Múltiple para Callo (normalizado) por:

Riego y Origen

Método: 95% Tukey HSD

Riego Escaso					Riego Medio			
Selva	Conteo	Media	Sigma	Gpos.	Selva	Media	Sigma	Gpos.
		LS	LS	Homo.		L.S.	L.S.	Homo.
Alta	24	0.786358	0.1978	X	Alta	0.6224	0.1992	X
Baja	24	1.27271	0.1978	X	Baja	0.8047	0.1992	X
Contraste		Diferencia			Contraste		Dif.	
Alta-Baja		0.486355			Alta-Baja		0.1823	

Riego Abundante

Selva	Media	Sigma	Gpos.
	L.S.	L.S.	Homo.
Alta	0.3333	0.1306	X
Baja	0.4954	0.1306	X
Contraste		Dif.	
Alta-Baja		0.1621	

* denota diferencia estadísticamente significativa.

Análisis de Rango Múltiple para Callo (normalizado) por:

Riego y AIB

Método: 95% Tukey HSD

Riego Escaso					Riego Medio			
AIB (ppm)	Cont.	Media LS	Sigma LS	Gpos. Homo.	AIB (ppm)	Media L.S.	Sigma L.S.	Gpos. Homo.
5000	12	0.714688	0.279841	X	1000	0.5156	0.2818	X
1000	12	1.09384	0.279841	X	0	0.6666	0.2818	X
0	12	1.12735	0.279841	X	5000	0.6666	0.2818	X
10000	12	1.18226	0.279841	X	10000	1.0054	0.2818	X
Contraste		Diferencia		limites	Contraste		Dif.	limites
0 – 1000		0.0335112		1.07242	0 – 1000		0.1510	1.0800
0 – 5000		0.412662		1.07242	0 – 5000		0.0	1.0800
0 – 10000		-0.0549144		1.07242	0 – 10000		-0.3387	1.0800
1000 – 5000		0.379151		1.07242	1000 – 5000		-0.1510	1.0800
1000 – 10000		-0.0884256		1.07242	1000 – 10000		-0.4897	1.0800
5000 - 10000		-0.467576		1.07242	5000 - 10000		-0.3387	1.0800

Riego Abundante

AIB (ppm)	Media L.S.	Sigma L.S.	Gpos. Homo.
5000	0.0	0.1848	X
1000	0.5156	0.1848	X
10000	0.5156	0.1848	X
0	0.6262	0.1848	X
Contraste		Dif.	limites
0 – 1000		0.1106	0.7082
0 – 5000		0.6262	0.7082
0 – 10000		0.1106	0.7082
1000 – 5000		0.5156	0.7082
1000 – 10000		0.0	0.7082
5000 - 10000		-0.5156	0.7082

* denota diferencia estadísticamente significativa.

Análisis de Rango Múltiple para Callos (normalizado) por:

Origen y AIB

Método: 95% Tukey HSD

Selva Baja:					Selva Alta			
AIB (ppm)	Conteo	Media Ls	Sigma LS	Gpos. Homogéneos	AIB (ppm)	Media LS	Sigma LS	Grupos Homogéneos
5000	18	0.3757	0.1969	X	0	0.30202	0.2156	X
1000	18	0.5868	0.1969	X X	5000	0.54510	0.2156	X
10000	18	1.1564	0.1969	X	10000	0.64577	0.2156	X
0	18	1.3114	0.1969	X	1000	0.82990	0.2156	X
Contraste		Diferencia	+ / - límites		Contraste		Diferencia	+ / - límites
0 – 1000		0.724649	0.741455		0 – 1000		-0.527	0.811536
0 – 5000		*0.935691	0.741455		0 – 5000		-0.2430	0.811536
0 – 10000		0.155049	0.741455		0 – 10000		-0.3437	0.811536
1000 – 5000		0.211042	0.741455		1000 – 5000		0.2848	0.811536
1000 – 10000		-0.5696	0.741455		1000 – 10000		0.1841	0.811536
5000 - 10000		*-0.780642	0.741455		5000 - 10000		-0.100	0.811536

* denota diferencia estadísticamente significativa.

Apéndice III (Cuadros de MANOVA y ARM para Hoja)

Análisis de Varianza Múltiple para Hojas (normalizados)

Fuente	Suma de Cuadrados	G.L.	Tipo III Suma de Cuadrados.		
			Cuadrados medios	F	P
Invernadero	27.2455	1	27.2455	26.20	0.0000
Selva	27.311	1	27.311	26.26	0.0000
Hormona	2.14013	3	0.713376	0.69	0.5628
Riego	1.61374	2	0.806868	0.78	0.4632
Interacciones:					
Inv. - Sel.	14.9088	1	14.9088	14.34	0.0003
Inv. - Horm.	1.40076	3	0.466922	0.45	0.7186
Inv. - Riego	6.94996	2	3.47498	3.34	0.0395
Sel. - Horm.	4.98864	3	1.66288	1.60	0.1947
Sel. - Riego	2.92497	2	1.46249	1.41	0.2500
Horm. - Riego	7.48292	6	1.24715	1.20	0.3134
Inv. - Sel. - Horm.	0.52011	3	0.17337	0.17	0.9186
Inv. - Sel. - Riego	2.26533	2	1.13267	1.09	0.3406
Inv. - Horm. - Riego	4.17463	6	0.695772	0.67	0.6748
Sel. - Horm. - Riego	6.15255	6	1.02543	0.99	0.4391
Inv. - Sel. - Horm. - Riego	6.22922	6	1.0382	1.00	0.4311
Residual	99.8343	96	1.03994		
Total (corregido)	216.143	143			

Análisis de Rango Múltiple para Hojas (normalizado) por:

Invernadero

Método: 95.0% Tukey HSD

Invernadero	Conteo	Media LS	Sigma LS	Grupos Homogéneos
Seco	72	2.20452	0.120182	X
Húmedo	72	3.07448	0.120182	X
Contraste		Diferencia		+ / - límite
Húmedo - Seco		* 0.869953		0.337374

* denota diferencia estadísticamente significativa.

Análisis de Rango Múltiple para Hoja (normalizado) por:

Invernadero y Origen.

Método: 95% Tukey HSD

Invernadero Húmedo:					Invernadero Seco:				
Selva	Conteo	Media Ls	Sigma LS	Gpos. Homo.	Selva	Media LS	Sigma LS	Grupos Homogéneos	
Baja	36	2.9607	0.1369	X	Baja	1.4472	0.1975	X	
Alta	36	3.1882	0.1369	X	Alta	2.9617	0.1975	X	
Contraste		Diferencia		+/- lmts.	Contraste		Diferencia		+ / - límites
Alta - Baja		-0.227468		0.3893	Alta - Baja		*-1.51453		0.561758

* denota diferencia estadísticamente significativa.

Análisis de Rango Múltiple para Hoja (normalizado) por:

Invernadero y Riego:

Método: 95% Tukey HSD

Invernadero Húmedo					Invernadero Seco:			
Riego	Cont.	Media Ls	Sigma LS	Grupos Homogéneos	Riego	Media LS	Sigma LS	Grupos Homogéneos
Medio	24	2.9509	0.16768	X	Escaso	1.75008	0.2419	X
Abundante	24	3.04272	0.16768	X	Abundante	2.3741	0.2419	X
Escaso	24	3.2298	0.16768	X	Medio	2.48933	0.2419	X
Contraste		Diferencia		+ / - límites	Contraste		Dif.	+/- límites
Escaso – Medio		0.278903		0.573573	Escaso – Medio		-0.73925	0.827663
Escaso – Abundante		0.187089		0.573573	Escaso – Abundante		-0.62408	0.827663
Medio - Abundante		-0.0918142		0.573573	Medio - Abundante		0.115175	0.827663

* denota diferencia estadísticamente significativa.

Análisis de Rango Múltiple para Hoja (normalizado) por:

Invernadero y AIB

Método: 95% Tukey HSD

Invernadero Húmedo:					Invernadero Seco:			
AIB (ppm)	Conteo	Media Ls	Sigma LS	Gps. Homo.	AIB (ppm)	Media LS	Sigma LS	Grupos Homogéneos
5000	18	2.94382	0.19362	X	1000	1.9851	0.2793	X
10000	18	2.99327	0.19362	X	10000	2.0538	0.2793	X
1000	18	3.13113	0.19362	X	5000	2.3329	0.2793	X
0	18	3.22969	0.19362	X	0	2.4462	0.2793	X
Contraste		Diferencia		+/- límites	Contraste		Dif.	+ / - límites
0 – 1000		0.0985667		0.72878	0 – 1000		0.461096	1.05164
0 – 5000		0.285875		0.72878	0 – 5000		0.11325	1.05164
0 – 10000		0.236422		0.72878	0 – 10000		0.39235	1.05164
1000 – 5000		0.187308		0.72878	1000 – 5000		-0.34784	1.05164
1000 – 10000		0.137855		0.72878	1000 – 10000		-0.06874	1.05164
5000 - 10000		-0.0494529		0.72878	5000 - 10000		0.279102	1.05164

* denota diferencia estadísticamente significativa.

Análisis de Rango Múltiple para Hojas (normalizado) por:

Origen

Método: 95.0% Tukey HSD

Selva	Conteo	Media LS	Sigma LS	Grupos Homogéneos
Baja	72	2.204	0.120182	X
Alta	72	3.075	0.120182	X
Contraste		Diferencia		+ / - limite
Baja - Alta		* -0.870999		0.337374

* denota diferencia estadísticamente significativa.

Análisis de Rango Múltiple para Hoja (normalizado) por:

Origen e Invernadero

Método: 95% Tukey HSD

Invernadero Húmedo:				Invernadero Seco:					
Inv.	Conteo	Media Ls	Sigma LS	Grupos Homogéneos	Inv.	Media LS	Sigma LS	Grupos Homogéneos	
Seco	36	1.4472	0.172946	X	Seco	2.96179	0.16692	X	
Húm	36	2.9607	0.172946	X	Húm	3.18821	0.16692	X	
Contraste		Diferencia		+ / - límites	Contraste		Diferencia		+/- límites
Húm.-Seco		*1.51348		0.491766	Húm.-Seco		0.226422		0.474649

* denota diferencia estadísticamente significativa.

Análisis de Rango Múltiple para Hojas (normalizado) por:

Origen y Riego

Método: 95% Tukey HSD

Invernadero Húmedo				Invernadero Seco:					
Riego	Conteo	Media Ls	Sigma LS	Grupos Homogéneos	Riego	Media LS	Sigma LS	Grupos Homogéneos	
Escaso	24	1.95715	0.211814	X	Medio	2.9541	0.20444	X	
Abundante	24	2.16871	0.211814	X	Escaso	3.0227	0.20444	X	
Medio	24	2.48614	0.211814	X	Abundante	3.2481	0.20444	X	
Contraste		Diferencia		+ / - límites	Contraste		Diferencia		+/- límites
Escaso – Medio		-0.528982		0.724542	Escaso – Medio		0.0686282		0.69932
Escaso – Abundante		-0.211559		0.724542	Escaso – Abundante		-0.22543		0.69932
Medio - Abundante		0.317423		0.724542	Medio - Abundante		-0.294062		0.69932

* denota diferencia estadísticamente significativa.

Análisis de Rango Múltiple para Hoja (normalizado) por:

Origen y AIB

Método: 95% Tukey HSD

Invernadero Húmedo				Invernadero Seco					
AIB (ppm)	Conteo	Media Ls	Sigma LS	Grupos Homogéneos	AIB (ppm)	Media LS	Sigma LS	Grupos Homogéneos	
1000	18	1.97635	0.2445	X	0	2.95909	0.2360	X	
10000	18	2.05001	0.2445	X	10000	2.99711	0.2360	X	
5000	18	2.07283	0.2445	X	1000	3.13987	0.2360	X	
0	18	2.7168	0.2445	X	5000	3.20393	0.2360	X	
Contraste		Diferencia		+ / - límites	Contraste		Diferencia		+/- lmts.
0 – 1000		0.740449		0.92060	0 – 1000		-0.180787		0.88856
0 – 5000		0.64397		0.92060	0 – 5000		-0.244845		0.88856
0 – 10000		0.666793		0.92060	0 – 10000		-0.0380181		0.88856
1000 – 5000		-0.0964791		0.92060	1000 – 5000		-0.0640583		0.88856
1000 – 10000		-0.0736567		0.92060	1000 – 10000		0.142769		0.88856
5000 - 10000		0.0228224		0.92060	5000 - 10000		0.206827		0.88856

* denota diferencia estadísticamente significativa.

Apéndice IV (Cuadros de MANOVA y ARM para Supervivencia)

Análisis de Varianza Múltiple para Supervivencia (normalizados)

Tipo III Suma de Cuadrados.					
Fuente	Suma de Cuadrados	G.L.	Cuadrados medios	F	P
Invernadero	78.5077	1	78.5077	0.77	0.3814
Selva	864.102	1	864.102	8.51	0.0044
Hormona	732.178	3	244.059	2.40	0.0722
Riego	677.214	2	338.607	3.34	0.0398
Interacciones:					
Inv. - Sel.	793.884	1	793.884	7.82	0.0062
Inv. - Horm.	793.647	3	264.549	2.61	0.0562
Inv. - Riego	483.532	2	241.766	2.38	0.0978
Sel. - Horm.	680.881	3	226.96	2.24	0.0890
Sel. - Riego	22.4315	2	11.2157	0.11	0.8955
Horm. - Riego	1931.87	6	321.978	3.17	0.0070
Inv. - Sel. - Horm.	170.245	3	56.7483	0.56	0.6433
Inv. - Sel. - Riego	531.363	2	265.681	2.62	0.0782
Inv. - Horm. - Riego	167.315	6	27.8859	0.27	0.9476
Sel. - Horm. - Riego	1087.12	6	181.187	1.78	0.1102
Inv. - Sel. - Horm. - Riego	1274.45	6	212.408	2.09	0.0611
Residual	9744.74	96	101.508		
Total (corregido)	20033.5	143			

Análisis de Rango Múltiple para Supervivencia (normalizado) por:

Origen

Método: 95.0% Tukey HSD

Selva	Conteo	Media LS	Sigma LS	Grupos Homogéneos
Baja	72	7.6942	1.18736	X
Alta	72	12.5935	1.18736	X
Contraste		Diferencia		+ / - límite
Baja - Alta		* -4.89927		3.33316

* denota diferencia estadísticamente significativa.

Análisis de Rango Múltiple para Supervivencia (normalizado) por:

Origen e Invernadero

Método: 95% Tukey HSD

Invernadero Húmedo:					Invernadero Seco:			
Inv.	Cont	Media Ls	Sigma LS	Grupos Homogéneos	Inv.	Media LS	Sigma LS	Grupos Homogéneos
Seco	36	6.0845	1.5914	X	Húm.	9.5071	1.7625	X
Húm.	36	9.3038	1.5914	X	Seco	15.679	1.7625	X
Contraste		Diferencia		+ / - límites	Contraste		Diferencia + / - límites	
Húm.-Seco		3.21925		4.52526	Húm.-Seco		*-6.17273 5.01176	

* denota diferencia estadísticamente significativa.

Análisis de Rango Múltiple para Supervivencia (normalizado) por:

Origen y Riego

Método: 95% Tukey HSD

Invernadero Húmedo					Invernadero Seco:			
Riego	Conteo	Media Ls	Sigma LS	Gps. Homo.	Riego	Media LS	Sigma LS	Grupos Homogéneos
Abundante	24	4.5181	1.9491	X	Abundante	9.74253	2.1586	X
Escaso	24	9.2513	1.9491	X	Escaso	13.0632	2.1586	X
Medio	24	9.3131	1.9491	X	Medio	14.9747	2.1586	X
Contraste		Diferencia		+ / - límites	Contraste		Dif.	+ / - límites
Escaso – Medio		-0.0618434		6.66728	Escaso – Medio		-1.91156	7.38406
Escaso – Abundante		4.73319		6.66728	Escaso – Abundante		3.32063	7.38406
Medio - Abundante		4.79503		6.66728	Medio - Abundante		5.23219	7.38406

* denota diferencia estadísticamente significativa.

Análisis de Rango Múltiple para Supervivencia (normalizado) por:

Origen y AIB

Método: 95% Tukey HSD

Invernadero Húmedo					Invernadero Seco			
AIB (ppm)	Conteo	Media Ls	Sigma LS	Grupos Homogéneos	AIB (ppm)	Media LS	Sigma LS	Grupos Homogéneos
1000	18	4.54833	2.25066	X	1000	7.9900	2.49262	X
10000	18	5.57249	2.25066	X	0	11.024	2.49262	X
5000	18	8.52416	2.25066	X	5000	14.966	2.49262	X
0	18	12.131	2.25066	X	10000	16.393	2.49262	X
Contraste		Diferencia		+ / - límites	Contraste		Diferencia	+ / - límites
0 – 1000		7.58348		8.47149	0 – 1000		3.03413	9.38224
0 – 5000		3.60764		8.47149	0 – 5000		-3.94212	9.38224
0 – 10000		6.55932		8.47149	0 – 10000		-5.36921	9.38224
1000 – 5000		-3.9758		8.47149	1000 – 5000		-6.97625	9.38224
1000 – 10000		-1.02416		8.47149	1000 – 10000		8.40334	9.38224
5000 - 10000		2.9516724		8.47149	5000 - 10000		-1.42709	9.38224

* denota diferencia estadísticamente significativa.

Análisis de Rango Múltiple para Supervivencia (normalizado) por:

Riego

Método: 95.0% Tukey HSD

Riego	Conteo	Media LS	Sigma LS	Grupos Homogéneos	
Abundante	48	7.13032	1.45422	X	
Medio	48	11.1572	1.45422	X	X
Escaso	48	12.1439	1.45422	X	
Contraste		Diferencia		+ / - límite	
Escaso – Medio		-0.986		4.89598	
Escaso – Abundante		4.02691		4.89598	
Medio - Abundante		* 5.01361		4.89598	

* denota diferencia estadísticamente significativa.

Análisis de Rango Múltiple para Supervivencia (normalizado) por:

Riego e Invernadero

Método: 95% Tukey HSD

Riego Escaso					Riego Medio			
Inv.	Conteo	Media	Sigma	Gpos.	Inv.	Media	Sigma	Gpos.
		LS	LS	Homo.		L.S.	L.S.	Homo.
Seco	24	9.65191	2.14229	X	Húm.	9.1607	2.4232	X
Húm	24	12.6626	2.14229	X	Seco	15.127	2.4232	X
Contraste		Diferencia		limites	Contraste		Dif.	limites
Húm-Seco		3.01065		6.17122	Húm-Seco		-5.96647	6.9805
Riego Abundante								
Inv.		Media	Sigma	Gpos.				
		L.S.	L.S.	Homo.				
Húm.		6.3931	1.4923	X				
Seco		7.8675	1.4923	X				
Contraste		Dif.		limites				
Húm-Seco		-1.4744		4.2988				

* denota diferencia estadísticamente significativa.

Análisis de Rango Múltiple para Supervivencia (normalizado) por:

Riego y Origen

Método: 95% Tukey HSD

Riego Escaso					Riego Medio			
Selva	Conteo	Media	Sigma	Gpos.	Selva	Media	Sigma	Gpos.
		LS	LS	Homo		L.S.	L.S.	Homo.
Alta	24	9.25131	2.14229	X	Baja	9.3131	2.4232	X
Baja	24	13.0632	2.14229	X	Alta	14.974	2.4232	X
Contraste		Diferencia		limites	Contraste		Dif.	limites
Alta-Baja		-3.81184		6.17122	Alta-Baja		-5.661	6.9805
Riego Abundante								
Selva		Media	Sigma	Gpos.				
		L.S.	L.S.	Homo.				
Baja		4.5181	1.4923	X				
Alta		9.7425	1.4923	X				
Contraste		Diferencia		limites				
Alta-Baja		*-5.2244		4.29885				

* denota diferencia estadísticamente significativa.

Análisis de Rango Múltiple para Supervivencia (normalizado) por:

Riego y AIB

Método: 95% Tukey HSD

Riego Escaso					Riego Medio				
AIB (ppm)	Conteo	Media LS	Sigma LS	Gpos. Homo.	AIB (ppm)	Media L.S.	Sigma L.S.	Gpos. Homo.	
5000	12	5.28625	3.02966	X	1000	5.28625	3.4269	X	
1000	12	11.9851	3.02966	X	10000	9.5900	3.4269	X	
10000	12	12.7862	3.02966	X	0	15.553	3.4269	X	
0	12	14.5714	3.02966	X	5000	18.145	3.4269	X	
Contraste		Diferencia		limites	Contraste		Diferencia		limites
0 – 1000		2.58635		11.6103	0 – 1000		10.2676		13.132
0 – 5000		9.2851		11.6103	0 – 5000		-2.59178		13.132
0 – 10000		1.78515		11.6103	0 – 10000		5.96375		13.132
1000 – 5000		6.6988		11.6103	1000 – 5000		-12.8594		13.132
1000 – 10000		-0.801195		11.6103	1000 – 10000		-4.30382		13.132
5000 - 10000		-7.5		11.6103	5000 - 10000		8.55554		13.132
Riego Abundante									
AIB (ppm)	Media L.S.	Sigma L.S.	Gpos. Homo.						
1000	1.53625	2.1104	X						
0	4.60874	2.1104	X X						
10000	10.572	2.1104	X						
5000	11.8038	2.1104	X						
Contraste		Diferencia		limites					
0 – 1000		3.07249		8.0877					
0 – 5000		-7.19508		8.0877					
0 – 10000		-5.9637		8.0877					
1000 – 5000		*-10.267		8.0877					
1000 – 10000		*-9.0362		8.0877					
5000 - 10000		1.2313		8.0877					

* denota diferencia estadísticamente significativa.