

CATIE
ST
MT-30
c.2

Manejo de estacas juveniles de especies forestales:

uso de propagadores de sub-irrigación



Francisco Mesén

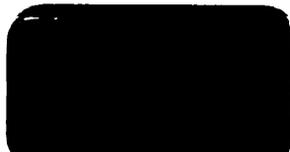
CATIE



PROSEFOR

C831

...



Serie Técnica
Manual Técnico No.30

Commemorative
HCA - CATIE

10 DIC 1998

RECIBIDO

Turrialba, Costa Rica

Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de sub-irrigación

Francisco Mesén

Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza - CATIE
Programa de Investigación
Proyecto de Semillas Forestales - PROSEFOR

Turrialba, Costa Rica
1998

El CATIE es una asociación civil, sin fines de lucro, autónoma, de carácter internacional, cuya misión es mejorar el bienestar de la humanidad, aplicando la investigación científica y la enseñanza de postgrado al desarrollo, conservación y uso sostenible de los recursos naturales. El Centro está integrado por miembros regulares y miembros adherentes. Entre los miembros regulares se encuentran: Belice, Costa Rica, El Salvador, Guatemala, Honduras, México, Nicaragua, República Dominicana, Venezuela y el Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura (IICA).

El Proyecto Semillas Forestales - PROSEFOR, promueve y apoya la capacitación y asistencia técnica a las instituciones forestales de América Central, Panamá y República Dominicana. Su objetivo general es el de mejorar la calidad física y genética y garantizar su suministro continuo para los programas de reforestación en la región. Es financiado por el Gobierno de Dinamarca y ejecutado por el CATIE en coordinación con las autoridades forestales de cada país.

© Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza, CATIE, Turrialba, Costa Rica.
1998

ISBN 9977 - 57- 304-2

634.956

M578 Mesén, Francisco

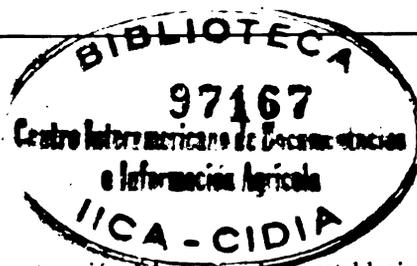
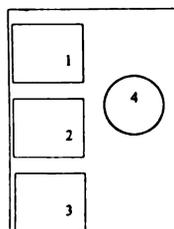
Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales:
uso de propagadores de sub-irrigación / Francisco Mesén. --
Turrialba, C. R. : CATIE. Proyecto de Semillas Forestales,
1997.

36 p. ; 27 cm. -- (Serie técnica. Manual técnico / CATIE ;
no. 30)

ISBN 9977-57-304-2

1. Arboles forestales – Propagación vegetativa
2. Arboles forestales – Enraizamiento
3. Arboles forestales – Esquejes
4. Materiales de propagación I. CATIE II. Título III. Serie

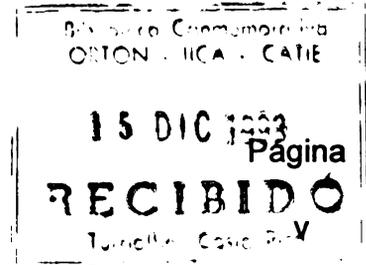
Portada



- 1, 2 y 3: Construcción del propagador y establecimiento de estacas, San Miguel, El Salvador.
- 4: Estaca enraizada de *Cedrela odorata*.

Esta publicación es financiada por el Gobierno de Dinamarca, mediante el Ministerio de Relaciones Exteriores y su Programa de Asistencia Técnica, Danida y el PROSEFOR del CATIE.

Contenido



Presentación	
Introducción	1
Mitos acerca de la propagación vegetativa	2
Selección de árboles	4
Fuente de material	5
Jardines de multiplicación	10
Identificación de los clones	11
Cosecha y transporte del material	11
Preparación de las estacas	12
Posición del entrenudo y capacidad de enraizamiento	14
Sustancias promotoras del enraizamiento	15
El propagador de sub - irrigación	20
Número de clones	26
Ensayos clonales	27
Plantaciones clonales	29
Glosario	31
Literatura citada o consultada	34

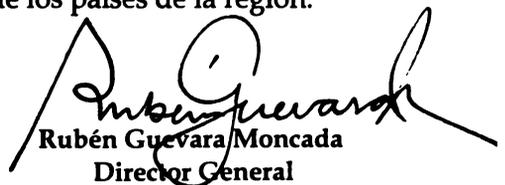
Presentación

El Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE), con el apoyo financiero de la Asistencia Danesa para el Desarrollo Internacional (Danida) ha venido ejecutando desde 1993 el Proyecto de Semillas Forestales (PROSEFOR), el cual pretende fortalecer el desarrollo de la silvicultura en los países de la región a través del fomento de la producción de germoplasma de alta calidad fisiológica y genética.

Dentro de esta línea, actualmente se reconoce que alternativamente a los programas tradicionales de producción y uso de semilla sexual, la propagación vegetativa, la silvicultura clonal y la ingeniería genética ofrecen un medio para la obtención de amplias ganancias genéticas en periodos muy cortos, además de contribuir a la conservación de genotipos únicos de valor actual o potencial. La necesidad de divulgar tecnologías apropiadas y proveer capacitación en este campo es cada vez más evidente, tal como ha sido manifestado en diversos foros técnicos y políticos, nacionales y regionales.

Atendiendo esta solicitud, el Proyecto Semillas Forestales organizó un primer curso regional de capacitación en técnicas de propagación vegetativa de especies forestales en el año 1997, en El Salvador. Durante el desarrollo de este evento, se hizo evidente la necesidad de contar con un manual práctico, en idioma español, adaptado a las condiciones de Mesoamérica. El presente documento cumple con este objetivo, al presentar en forma clara y concisa, un sistema simple para la macropropagación de especies forestales tropicales. El documento fue elaborado por el Dr. Francisco Mesén, Especialista en Recursos Genéticos Forestales del CATIE, quien cuenta con una amplia experiencia en técnicas de propagación vegetativa especialmente adaptadas a programas de desarrollo rural, típicos de los países de la región.

De esta manera, el CATIE y Danida ofrecen su aporte en un campo que cada vez adquiere mayor importancia dentro de la silvicultura, como una nueva contribución al desarrollo del sector forestal de los países de la región.



Rubén Guevara Moncada
Director General

Introducción

La mayoría de los programas de mejoramiento genético en los trópicos se ha basado en la evaluación de especies y procedencias, seguida por el establecimiento de ensayos de progenies y huertos semilleros con los mejores individuos. Sin embargo, actualmente se reconoce que la propagación vegetativa y la selección clonal ofrecen los medios para lograr mayores ganancias genéticas en el menor tiempo posible. Como lo indicó Zobel (1992), la pregunta no es si la propagación vegetativa tiene futuro en silvicultura, sino cuándo y cómo.

Entre las ventajas significativas que ofrece la propagación vegetativa se destaca la capacidad de explotar tanto los componentes aditivos como los no aditivos de la varianza genética total, permitiendo ganancias genéticas importantes en periodos cortos (Libby y Rauter 1984). Una de las desventajas principales la constituye los altos costos de implementación y operación de los sistemas de propagación; los mayores progresos en este campo los han logrado grandes empresas mediante sistemas caros y relativamente sofisticados de nebulización automática. Estas técnicas desarrolladas por tales compañías y sus enfoques son claramente inapropiados para programas pequeños de desarrollo rural típicos de la región centroamericana y del Caribe. Si se quiere transferir los beneficios de la propagación vegetativa al pequeño y mediano finquero de la región, se hace necesario adaptar o desarrollar nuevas tecnologías de propagación, eficientes pero económicas y simples.

Bajo esta premisa se evaluó y mejoró el propagador de subirrigación desarrollado por el Instituto de Ecología Terrestre (ITE) de Escocia, en un trabajo conjunto entre el CATIE y el ITE (Leakey *et al.* 1990). Los propagadores probaron ser efectivos para la propagación de gran cantidad de especies tropicales, con las ventajas adicionales de que son baratos y fáciles de utilizar y no requieren de electricidad ni agua de cañería, lo cual los hace apropiados para condiciones rurales y programas con bajo capital.

Este documento detalla el proceso de enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales utilizando propagadores de subirrigación y resume los principales resultados obtenidos con un número significativo de especies tropicales, incluyendo *Acacia mangium*, *Albizia guachapele*, *Alnus acuminata*, *Bombacopsis quinata*, *Cedrela odorata*, *Cordia alliodora*, *Eucalyptus deglupta*, *Gmelina arborea*, *Hyeronima alchorneoides*, *Platymiscium pinnatum*, *Swietenia macrophylla*, *Terminalia oblonga* y *Vochysia guatemalensis*, algunas de las cuales no habían sido propagadas anteriormente.

Mitos acerca de la propagación vegetativa

Entre forestales y no forestales existe una serie de temores asociados a la silvicultura clonal, principalmente relacionados con la homogeneidad genética de las plantaciones, que puede aumentar el riesgo de plagas y enfermedades, y con la calidad del sistema radical de las estacas.

Con respecto a la homogeneidad genética, ciertamente existe la tentación de utilizar unos pocos, e incluso un solo clon sobresaliente, para establecer plantaciones en áreas extensas de plantación. Sin embargo, puesto que el peligro de tales prácticas es ampliamente reconocido, cualquier persona o empresa que se involucre en este campo, rutinariamente tomará las medidas de seguridad necesarias (Burdon 1989). Estas incluyen:

- i) el empleo de un número mínimo de clones no relacionados para las necesidades de plantación, normalmente más de 20 (Burdon 1989) y en algunos casos hasta 250 (Lambeth y López 1988),
- ii) el uso de bloques monoclonales, en los cuales se puede manipular y controlar la variabilidad genética a lo largo del área de plantación y se puede realizar la reposición rápidamente si algún clon resultara afectado por alguna plaga, enfermedad o factor climático, y
- iii) la renovación continua de la población clonal operacional mediante la eliminación de clones inferiores y la introducción de clones nuevos (Libby y Rauter 1984).

En muchas situaciones, incluso existirá mayor variabilidad genética en una plantación clonal que en una plantación originada por semilla, por ejemplo, cuando se utiliza una pequeña área semillera año tras año para establecer plantaciones en grandes áreas o cuando se utiliza semilla derivada de unos pocos árboles e incluso de uno solo. En estos casos, todos los árboles de la plantación serán hermanos o medio hermanos, y obviamente habrá menor variabilidad genética en tales plantaciones que en un bosque clonal de incluso 10 clones no relacionados. Aún más, el control de pedigrí, práctica normal en cualquier programa de silvicultura clonal, permite la ubicación cuidadosa de clones en el campo para maximizar la diversidad genética, lo cual no es posible lograr cuando se utiliza semilla de polinización abierta.

En una plantación originada por semilla ciertas familias podrían ser atacadas por algún insecto o enfermedad, igual que podría ocurrir con ciertos clones. En el

primer caso, la labor de salvamento no sería posible, debido a la ubicación aleatoria de los árboles susceptibles y al daño que se ocasionaría a los árboles sanos. Aún si la extracción fuera posible, no podría haber reposición, con la consecuente subutilización del área. En el segundo caso, con los clones ubicados en bloques monoclonales, los clones atacados pueden ser cosechados con facilidad y reemplazados inmediatamente por otros clones resistentes, sin pérdida de tiempo, ni de recursos ni subutilización del área (Libby y Rauter 1984).



Plantación clonal de *Eucalyptus grandis*, Florestas Río Doce, Brasil.

En cuanto a los temores sobre la calidad del sistema radical de las estacas, la experiencia de muchos programas clonales demuestra que los árboles originados por estacas no son inferiores a los originados por semilla en cuanto a sus sistemas radicales. En cualquier caso, la calidad del sistema de raíces es justamente una de las características de selección de los clones, y existe una serie de tratamientos que permiten mejorar la calidad del sistema radical formado.

Otro problema que algunos atribuyen a la propagación vegetativa se refiere a que cuesta más producir una planta enraizada, en comparación con los costos de

producirla por semilla. Los costos ciertamente son más altos mientras se establece un sistema apropiado de producción, pero en cualquier caso, las extraordinarias ganancias genéticas logradas mediante la propagación vegetativa compensarán con creces cualquier aumento en los costos de producción. Se ha estimado que un solo par de puntos porcentuales en ganancia genética puede más que justificar la duplicación o incluso la triplicación en costos de los propágulos establecidos en el campo (Zobel y Talbert 1984).

Otra de las desventajas asociadas con el uso de estacas, particularmente cuando se comparan con la micropropagación, es la baja tasa de multiplicación y la necesidad por espacios más grandes asociados al primer sistema. La relevancia de estos argumentos es discutible. Por ejemplo, los dos millones de estacas enraizadas de *Eucalyptus grandis* que requiere anualmente la empresa Cartón de Colombia para plantar 1800 ha son suplidas por un jardín de multiplicación de tan solo una hectárea de extensión (Lambeth y López 1988). En relación con la economía de espacio con la micropropagación, eso es indudablemente cierto durante las primeras etapas del programa; sin embargo, al entrar en la fase operacional, las microestacas también deben pasar por una etapa de vivero y de acondicionamiento, al igual que las estacas enraizadas, de manera que la ventaja inicial de la micropropagación se pierde posteriormente.

Selección de árboles

La silvicultura clonal se basa en la selección de árboles sobresalientes para las características bajo mejoramiento y en su propagación por métodos vegetativos para obtener copias genéticamente idénticas de cada uno, que puedan ser utilizadas en programas de reforestación comercial. Su uso permite la obtención de ganancias genéticas extraordinarias en periodos muy cortos. Sin embargo, para optimizar las ganancias genéticas, se debe prestar cuidado especial a la selección de los árboles.

La selección es más efectiva en la medida en que la variación fenotípica refleje más fielmente la variación genotípica. Esto se logra seleccionando en sitios donde los efectos de las fuentes no genéticas de variación, tales como clima, suelos, edad y agentes bióticos, sean mínimos, de manera que haya mayores posibilidades de que buenos fenotipos correspondan a buenos genotipos. Tomando esto en consideración, la selección es más eficiente en plantaciones puras que crecen en sitios homogéneos,

donde no hay variación debido a la edad y donde las variaciones ambientales son mínimas; la eficiencia de la selección se reduce en la medida en que aumente la influencia de las fuentes no genéticas de variación, por ejemplo en bosques naturales que crecen en sitios altamente heterogéneos, donde se presenta la máxima variación ambiental y de edad y por lo tanto, la menor heredabilidad (Zobel y Talbert 1984).

La selección de árboles debe basarse en características de importancia económica que se encuentren bajo control genético. Para una especie maderable típica, un árbol sobresaliente será aquel dominante o codominante, de fuste recto, sin bifurcaciones ni torceduras en espiral, de ramas delgadas y horizontales y libre de enfermedades y plagas. Estas características podrán variar dependiendo del objetivo final de la plantación. Por ejemplo, en una especie para leña no interesa la rectitud del fuste, pero sí el vigor y la producción de ejes múltiples, y si el interés es la producción de frutos, ese sería entonces el principal parámetro de selección.

No es posible hablar de una edad mínima absoluta para la selección de los árboles, ya que ésta también podrá variar de acuerdo con la especie, el objetivo de la plantación, la disponibilidad de material y otros factores. En cualquier caso, la edad mínima será aquella que permita la expresión fenotípica de las características bajo selección.

En la selección de árboles para programas de silvicultura clonal, también conviene considerar la capacidad de rebrote del árbol, por las razones que se explicarán más adelante.

Fuente de material

La propagación de un árbol para establecimiento de plantaciones clonales se distingue de la propagación con fines de producción de semilla. En silvicultura clonal no interesa la producción de semilla, sino generar árboles de crecimiento ortotrópico normal, similares al árbol que les dio origen (ortet). Para esto, la técnica más utilizada es la del enraizamiento de estaquitas suculentas, utilizando material fisiológicamente juvenil. Precisamente esta es una de las principales limitaciones prácticas de la silvicultura clonal, ya que la selección de los árboles que se quieren propagar se basa en ciertas características de importancia económica, tales como rectitud del fuste, volumen, hábito de ramificación, densidad de la madera, etc., que se expresan a

edades adultas, cuando el árbol ha perdido su condición de juvenil la cual se requiere para este tipo de propagación.

Para superar este problema se han utilizado varias prácticas, por ejemplo:

- i) talar el árbol y utilizar los rebrotes juveniles producidos por el tocón,
- ii) estimular la brotación de yemas de la base de árboles en pie,
- iii) injertación serial y
- iv) uso de plántulas producidas por semilla de los árboles seleccionados. Cada una de estas prácticas tiene sus ventajas y desventajas, las cuales son discutidas a continuación.

Rebrotes de tocones

Este ha sido el método tradicional de iniciar programas de silvicultura clonal, especialmente por empresas privadas que poseen plantaciones extensas de donde pueden seleccionar y talar los árboles seleccionados. Antes de implementar este método hay que asegurarse de que la especie tiene la capacidad de rebrotar, ya que algunas no rebrotan o lo hacen con dificultad (ej. *Eucalyptus deglupta*, *Pinus caribaea*). Esta técnica tiene las siguientes ventajas: se obtienen propágulos vegetativos juveniles con facilidad, que reproducen íntegramente el genotipo del ortet; el programa de propagación puede iniciarse rápidamente tan pronto como se obtengan los primeros rebrotes del tamaño adecuado, y si la especie rebrota de forma prolífica y vigorosa (ej. *Eucalyptus grandis*, *Gmelina arborea*), se puede obtener un gran número de ramets por clon desde el inicio, requeridos para ensayos clonales o incluso para iniciar las plantaciones operacionales.

Existe un gradiente de juvenilidad fisiológica desde la copa hacia la base del árbol y por lo tanto, los rebrotes más basales serán los más juveniles. El corte del árbol debe hacerse entonces lo más bajo posible.

Se debe poner atención especial a la época de corta, ya que normalmente se necesita suficiente humedad en el suelo para estimular la producción de rebrotes vigorosos. Si el clima es caliente y seco, posiblemente habrá una brotación escasa, los brotes tendrán una condición fisiológica inadecuada para un buen enraizamiento, estarán propensos a sufrir estrés hídrico y quemaduras y en el peor de los casos, puede que el tocón muera antes de producir rebrotes.

Una de las desventajas de este método es su difícil implementación en programas pequeños de desarrollo rural que carecen de plantaciones propias o cuando se trabaja con especies nativas con árboles dispersos a lo largo de fincas privadas. En estos casos los árboles seleccionados normalmente se encuentran a grandes distancias entre sí, puede ser difícil lograr la anuencia de los dueños a que se talen los árboles en sus fincas y generalmente es necesario contar con permisos especiales de corta, en ocasiones



Rebrotos de tocones en *Gmelina arborea*, CATIE, Turrialba, Costa Rica.

difíciles de obtener rápidamente. Puede que la especie sea de escasa ocurrencia o se encuentre en peligro de extinción, en cuyo caso no es recomendable la tala de los últimos buenos ejemplares, e incluso esta puede estar restringida o prohibida. Además, la corta del árbol elimina la posibilidad de implementar otras estrategias, por ejemplo, la estrategia tradicional de mejoramiento por vía sexual.

Rebrotos basales

Esta técnica consiste en estimular la regeneración de rebrotos en árboles en pie mediante la realización de cortes en la corteza, normalmente en forma de 'V' invertida, en la base del árbol. El corte interrumpe el flujo basípeto de auxinas y otras sustancias y en ocasiones estimula la brotación de yemas juveniles dormantes que se encuentran por debajo del corte. El corte debe ser lo suficientemente ancho, de 4 cm o más, para evitar que cierre demasiado pronto y regenere de nuevo el flujo de sustancias. Esta técnica funciona para algunas especies e incluso ocurre a veces en forma natural, cuando se ocasionan heridas accidentales en la base del árbol (e.g. *Alnus acuminata*, *Bombacopsis quinata*, *G. arborea*, *Vochysia guatemalensis*, entre otras). Tiene la ventaja de que no involucra la tala del árbol, lo cual mantiene la posibilidad de aplicar otras estrategias basadas en el uso de semilla sexual. Entre las desventajas se señala que funciona con pocas especies, los resultados de prácticas de estimulación han sido irregulares y variables y en ningún caso se logra una generación de brotes tan profusa como en el caso de los rebrotos de tocones.

Injertación serial

La injertación serial consiste en tomar material (fisiológicamente adulto) de la copa del árbol seleccionado e injertarlo en patrones juveniles (originados de semilla) de la misma especie. Cuando el injerto crece se vuelve a tomar material de este y se injerta nuevamente en un patrón juvenil. El ciclo se repite hasta que, se supone, se logra rejuvenecer el material y puede entonces ser utilizado para propagación masiva mediante el enraizamiento de estacas suculentas. El método conlleva limitaciones prácticas como las siguientes: es extremadamente laborioso y requiere personal capacitado en injertación; puede pasar un largo periodo, incluso años, hasta que se logre el rejuvenecimiento del material; no hay suficiente experiencia para saber si funcionará en todas las especies y en cualquier caso, es difícil saber el momento en que se ha alcanzado verdadera juvenilidad fisiológica, y no simplemente la reinvigorización del material. Por sus evidentes limitaciones, es un método poco utilizado.



Rebrotos basales en árboles en pie de *Tectona grandis*, Hojancha, Costa Rica.

Estacas de plántulas

Cuando por alguna razón no es posible talar el árbol para la generación de rebrotos de tocón, la especie no rebrota del todo o no responde a la estimulación de rebrotos mediante heridas basales, queda la posibilidad de generar plántulas a partir de semillas del árbol seleccionado y utilizar estas como base para la clonación. Este método elimina una de las principales ventajas de la propagación vegetativa, que es justamente la duplicación exacta del genotipo del árbol seleccionado. Sin embargo, puede ser una opción para especies que no responden a ninguno de los otros métodos. También se ha utilizado cuando la especie ha sufrido erosión genética severa y quedan pocos individuos seleccionables en forma natural; en estos casos puede ser preferible utilizar semillas para regenerar una base genética mayor y seleccionar individuos a partir de la progenie (ver por ejemplo, Leakey 1988; Mesén 1993).

Jardines de multiplicación

Los árboles seleccionados normalmente están distanciados varios kilómetros entre sí, y distantes del área de propagación, de manera que no es práctico utilizarlos en forma indefinida como fuente de material. Una vez que los árboles generan rebrotes juveniles, este material se utiliza para producir las primeras estaquitas enraizadas e iniciar un jardín de multiplicación, que consiste en un área donde se establece el material agrupado por clon y manejado intensivamente como seto vivo para la producción abundante y periódica de material para enraizamiento. El tamaño del jardín depende de las necesidades de material para los programas anuales de plantación. Idealmente, el jardín de multiplicación debe estar ubicado cerca del área de propagación, para reducir el riesgo de dañar los brotes durante el traslado. Las estacas se establecen en el jardín a distancias de 20 a 50 cm entre sí, y los rebrotes son cosechados cada 3-6 meses, dependiendo de la especie y de las necesidades. En algunas especies que rebrotan profusamente y en operaciones a pequeña escala, aproximadamente un mes después de cada cosecha puede ser necesario eliminar algunos brotes menores, para reducir la competencia y acelerar el desarrollo de unos pocos rebrotes seleccionados. Para reducir el riesgo de agotar la planta, se deben dejar algunas hojas o brotes al



Jardín de multiplicación de *Eucalyptus grandis*, Cartón de Colombia.

momento de la cosecha, para que continúen fotosintetizando y supliendo de alimento al sistema radical. También es necesario aplicar fertilizantes en forma regular para mantener el nivel de fertilidad del suelo, pero se debe evitar fertilizar en exceso, ya que se ha demostrado que la fertilización excesiva, en algunas especies, reduce la capacidad de enraizamiento de las estacas (Mesén 1993). Algunas especies producen mejores brotes bajo sombra (eg. *Albizia guachapele*), mientras que otras deben mantenerse a plena exposición (eg. *Cordia alliodora*, *V. guatemalensis*). Esto deberá investigarse en cada caso en particular. Una prueba sencilla consiste en someter plantas provenientes de los mismos clones a varios niveles de irradiación, por ejemplo, plena exposición, una y dos capas de sarán, y luego evaluar la capacidad de enraizamiento de las estacas bajo un diseño experimental apropiado. Si se determina que la sombra favorece el enraizamiento, una forma de abaratar los costos puede ser reemplazando el sarán por especies de sombra (ej. *Calliandra*, *Leucaena*) que crecen entre los jardines de multiplicación.

Identificación de los clones

En un programa de silvicultura clonal, es de vital importancia mantener una correcta identificación de los diferentes clones a lo largo de todo el proceso. Una vez que se seleccione el árbol en el campo, se le debe asignar un número apropiado el cual se mantendrá a partir de este momento durante todas las etapas hasta el establecimiento de la plantación final. El material siempre debe estar debidamente etiquetado en los recipientes para el transporte, en los propagadores, en el área de acondicionamiento, en el jardín de multiplicación y en el sitio final de plantación. En operaciones comerciales donde se manejan cantidades grandes de material, es aconsejable trabajar siempre con un solo clon a la vez para disminuir las posibilidades de confusión.

Cosecha y transporte del material

Una vez cortado el brote, se le está eliminando la fuente normal de suministro de agua (las raíces), pero las hojas siguen perdiendo agua por transpiración, así que deben tomarse las medidas necesarias para mantener la turgencia del material. Los rebrotes deben ser cosechados en horas de la mañana o de la tarde, evitando las horas más calientes del día. Se colocan inmediatamente en un recipiente con agua o envueltos en papel húmedo dentro de bolsas de plástico. Nunca se deben dejar expuestos al sol.

Si se van a transportar por distancias largas, es conveniente colocarlos en capas alternas de papel húmedo dentro de hieleras que contengan una capa de cubos de hielo en el fondo para bajar la temperatura. El mantenimiento de la turgencia del material, a lo largo de todo el periodo de propagación, es uno de los factores críticos en el éxito del enraizamiento (Leakey y Mesén 1991; Loach 1988).

Preparación de las estacas

Las estacas deben ser cosechadas de brotes ortotrópicos, sanos y vigorosos, de 30-50 cm de longitud. Con algunas especies (ej. *E. grandis*), es posible utilizar también brotes plagiotrópicos sin problema; sin embargo, algunas otras (ej. *Araucaria hunsteinii*) presentan un plagiotropismo marcado y las estacas tomadas de ramas mantienen la tendencia horizontal de crecimiento, sin desarrollar un eje vertical normal (Mesén 1988). Esto deberá investigarse para cada especie en particular antes de iniciar la propagación en forma masiva.

El entrenudo terminal se elimina, ya que este normalmente es demasiado suave y propenso al marchitamiento, lo mismo que los entrenudos basales que estén demasiado lignificados. Cada brote genera alrededor de 6 a 10 estaquitas. Estas se producen haciendo un corte inclinado justo sobre cada hoja, de manera que cada una consiste de una sección de entrenudo, una hoja y al menos una yema, la cual dará origen al nuevo tallo. Generalmente se utilizan estaquitas de 4-6 cm de longitud, con diámetros centrales de 3-6 mm. Contrario a una creencia muy generalizada, normalmente no es necesario dejar un nudo en la base de la estaca, excepto en casos muy particulares (ej. algunas estacas de cítricos) donde la presencia de un nudo basal aumenta las posibilidades de enraizamiento.

El uso de estacas uninodales maximiza el número de las que pueden obtenerse de un brote en particular; sin embargo, cuando los entrenudos son demasiado cortos como para obtener estacas uninodales de la longitud deseada, pueden utilizarse estacas de dos o más nudos, y se eliminan las hojas inferiores para dejar únicamente la hoja superior. No se recomienda utilizar estacas demasiado cortas (menos de 4 cm de longitud) porque entonces la hoja queda en contacto permanente con el sustrato, lo cual puede favorecer la pudrición de la hoja.

La estaquita debe conservar parte de la hoja, por ser esta la fuente de asimilados,

auxinas y otras sustancias, vitales para el enraizamiento. Sin embargo, la hoja también proporciona una amplia superficie para la pérdida de agua por transpiración. Por estas razones la hoja debe recortarse a un tamaño tal que se logre el mejor balance entre las desventajas de la transpiración y las ventajas de la fotosíntesis. El área foliar óptima varía para cada especie y de acuerdo a la iluminación durante el proceso de enraizamiento, de manera que no se puede dar una recomendación única; esta deberá ser determinada en cada caso en particular con base en ensayos preliminares.

Para la mayoría de las especies evaluadas se obtuvieron buenos resultados con áreas foliares de 10 a 50 cm², aunque algunas, como *Swietenia macrophylla*, podrían requerir áreas mayores. Con *C. alliodora*, por ejemplo, el área foliar de 10 cm² produjo buenos resultados cuando la irradiación fue mayor de 300 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$, pero el enraizamiento fue pobre bajo irradiaciones menores a los 90 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$, posiblemente causado por tasas insuficientes de fotosíntesis. Bajo condiciones de baja irradiación, las estaquitas con áreas foliares de 20 y 30 cm² produjeron los mejores resultados (Mesén 1993).

En experimentos de determinación del área foliar óptima normalmente se utilizan plantillas de cartón de forma similar a la forma promedio de la hoja de la especie bajo estudio. Las plantillas son recortadas a diferentes tamaños para obtener un rango de áreas. Existen varios métodos para determinar el área de las plantillas: el más rápido y exacto es utilizar algún tipo de medidor óptico especializado para tal fin; sin embargo, muchas veces estos aparatos no están fácilmente disponibles. Alternativamente puede dibujarse el contorno de la hoja en papel milimétrico, y determinar el área mediante conteo de cuadros. Una tercera opción es la determinación por peso: en una balanza analítica se determina el peso de un área conocida de papel. Sobre pliegos de papel similar se recortan las diferentes áreas a determinar y se pesan. El área se determina entonces por "regla de tres", con base en el peso del área conocida determinada con anterioridad.

Para obtener el área foliar deseada en las estacas, se coloca la hoja sobre la plantilla y se recortan los sobrantes. Esto es necesario únicamente para fines experimentales, ya que una vez determinada el área foliar óptima, los operarios pueden ser entrenados rápidamente para recortar las hojas al tamaño deseado con bastante exactitud. Para *C. alliodora*, por ejemplo, se determinó que colocando tres dedos sobre la hoja y recortando el sobrante, se obtienen los 30 cm² deseados con bastante aproximación. Para otras especies es posible a simple vista recortar la hoja al tamaño

deseado mediante otros sistemas, por ejemplo, cortando la hoja a la mitad. Con la práctica, los operarios rápidamente adquieren "habilidad" para recortar la hoja al área deseada, además de que para propagación masiva con fines operacionales no se requiere demasiada exactitud.



Estaca preparada de *Gmelina arborea*.

Posición del entrenudo y capacidad de enraizamiento

A lo largo de un brote se presentan gradientes hídricos, hormonales, de nutrientes e inhibidores del enraizamiento; variaciones en diámetro y longitud del entrenudo, así como en el grado de lignificación, además de que las hojas basales son

más viejas y reciben menos cantidad de luz que las hojas superiores, etc. Por tales razones, no es sorprendente encontrar variación entre los diferentes entrenudos de un brote en cuanto a su capacidad de enraizamiento. Sin embargo, esta variación no siempre sigue un patrón similar y por el contrario, una especie puede responder en forma completamente diferente a otra. Con *C. alliodora*, por ejemplo, un aumento en el diámetro del entrenudo desde 3.5 a 6 mm estuvo relacionado con un aumento en el número de raíces por estaca, mientras que en *A. guachapele*, aumentos similares en diámetro causaron una reducción en el porcentaje de enraizamiento desde 50 hasta 20% (Mesén 1993). El efecto observado en *C. alliodora* fue atribuido a un aumento en el volumen de la estaca y en sus reservas nutritivas, mientras que en *A. guachapele* se observó que los nudos con diámetros mayores (basales) eran huecos, lo cual afectó negativamente su enraizamiento.

Para la mayoría de las especies, sin embargo, las variaciones son pocas y se pueden utilizar estacas provenientes de varias posiciones a lo largo del brote sin problemas, aunque siempre es recomendable descartar el entrenudo apical por ser demasiado succulento y susceptible al marchitamiento, así como los entrenudos basales muy lignificados que muestran mayor dificultad para la iniciación de raíces.

Sustancias promotoras del enraizamiento

El propósito de tratar las estacas con reguladores del crecimiento es aumentar el porcentaje de enraizamiento, reducir el tiempo de iniciación de raíces y mejorar la calidad del sistema radical formado (Hartmann y Kester 1983). Existe gran cantidad de sustancias naturales sintéticas que han mostrado su capacidad como promotores del enraizamiento, pero los siguientes son los más comunes:

Acido Indol-acético (AIA)

El AIA es la auxina natural que se encuentra en las plantas. Su efectividad como promotor del enraizamiento es generalmente menor que la de otros compuestos sintéticos (ver adelante). Esto se debe a que las plantas poseen mecanismos que remueven el AIA de sus sistemas, conjugándolo con otros compuestos o destruyéndolo, lo cual reduce su efectividad; también, al ser soluble en agua, es fácilmente lavado del sitio de aplicación con lo cual obviamente deja de ejercer su efecto (Blazich 1988). Además, las soluciones no estériles de AIA son rápidamente destruidas por microorganismos y por la luz fuerte del sol (Hartmann y Kester 1983).

Acido Indol-3-butírico (AIB)

El AIB es una auxina sintética químicamente similar al AIA que en la mayoría de las especies ha demostrado ser más efectiva que cualquier otra y es actualmente la de mayor uso como sustancia promotora del enraizamiento. Tiene las ventajas de que no es tóxica en un amplio rango de concentraciones, no es degradada fácilmente por la luz o microorganismos y al ser insoluble en agua, permanece por más tiempo en el sitio de aplicación donde puede ejercer un mayor efecto (Blazich 1988).

Acido Naftalenacético (ANA)

El ANA es también una sustancia sintética con poder auxínico y es, junto al AIB, una de las promotoras del enraizamiento más utilizadas en la actualidad. Posee las mismas ventajas de estabilidad del AIB y también ha probado ser más efectiva que el AIA. Su desventaja principal es que generalmente ha mostrado ser más tóxica que el AIB bajo concentraciones similares.

Acido 2,4-Diclorofenoxiacético (2,4-D)

El 2,4-D es más conocido por su acción herbicida, pero en dosis muy bajas también actúa como promotor del enraizamiento de algunas especies. No se utiliza extensamente porque inhibe el desarrollo de los brotes y promueve el desarrollo de raíces cortas y retorcidas, de lento desarrollo, muy inferiores a los sistemas radicales fibrosos y vigorosos que estimula el AIB (Blazich 1988).

La fotosensibilidad del AIA, hace que se deba almacenar en recipientes de vidrio ámbar o de un material opaco. Las demás sustancias no son fotosensibles y se pueden almacenar sin problema tanto en recipientes de materiales opacos como transparentes. Se deben mantener debidamente etiquetados en ambientes de temperatura baja, por ejemplo, en la sección inferior de un refrigerador. Al manipular estas sustancias, se debe tener presente que se trata de materiales tóxicos para el ser humano, por lo cual se deben tomar las medidas de seguridad recomendadas en estos casos.

Formas de aplicación de las auxinas

Las auxinas pueden ser aplicadas de varias formas, pero en general, los métodos más utilizados son la aplicación en polvo en mezcla con talco neutro, la inmersión

rápida en soluciones concentradas, remojo en soluciones acuosas diluidas y, exclusivamente para fines experimentales, la aplicación con microjeringa.

Las mezclas en polvo se preparan mezclando la auxina pura con talco neutro en la concentración deseada o se pueden obtener comercialmente ya preparadas. Tienen las ventajas de que son fáciles y rápidas de utilizar; basta con introducir la base humedecida de la estaca en el polvo, sacudir el exceso e introducir la estaca inmediatamente en el medio de propagación. Al utilizar este método, se deben tomar pequeñas cantidades del producto y colocarse en un recipiente aparte que se utilizará para aplicar el tratamiento a las estacas. Cualquier sobrante debe ser desechado pues si se introduce de nuevo al recipiente original, puede contaminar el producto y acelerar su deterioro. Las desventajas de este método de aplicación son que es difícil lograr una aplicación uniforme, requerida por ejemplo para comparaciones de dosis a nivel experimental y es difícil tratar más de una estaca a la vez, además del alto costo de los preparados comerciales (Blazich 1988).

La técnica de inmersión rápida consiste en introducir la base de la estaca en una solución concentrada de la auxina por pocos segundos e insertar inmediatamente la estaca en el medio de propagación. Cuando se utiliza AIB o ANA, la auxina debe diluirse en alcohol puro, lo cual requiere la evaporación del alcohol mediante la aplicación de una corriente de aire (por ejemplo, mediante un ventilador común) antes de introducir la estaca en el medio de enraizamiento. Esta técnica es rápida, permite tratar varias estacas a la vez y es más económica en comparación con el uso de preparados comerciales en polvo. Cuando se utiliza alcohol como solvente tiene la desventaja de que es necesaria la acción adicional de evaporar el alcohol y es difícil controlar la cantidad absorbida por las diferentes estacas.

Para preparar una solución de AIB de 0,4%, por ejemplo, se disuelven 0,4 g de AIB en 100 cc de alcohol puro. Para menos solución, se prepara sólo la cantidad aproximada que se necesita. Si se requieren sólo 10 cc, por ejemplo, se disuelven 0,04 g de AIB en 10 cc de alcohol. Para 25 cc se necesitan 0,1 g de AIB. Por simple "regla de tres" se puede calcular la cantidad necesaria de auxina para el volumen de solución a preparar.



Inmersión rápida de la base de la estaca en una solución de AIB.

La técnica del remojo consiste en introducir la base de las estacas en soluciones acuosas diluidas de la auxina durante varias horas (2-24h) y luego, colocar la estaca en el medio de propagación. Debido a la insolubilidad en agua del AIB y el ANA, cuando se utilicen estas sustancias bajo esta modalidad, es necesario diluir el producto primero en una pequeña cantidad de alcohol, antes de agregarlo al agua. Aunque la técnica permite tratar gran cantidad de estacas a la vez, es poco utilizada por ser lenta e impráctica, no es más efectiva que los otros métodos descritos y es difícil controlar la cantidad absorbida por las diferentes estacas.

El método de la microjeringa consiste en aplicar una pequeña cantidad constante y conocida (ej. 10 μ l) de la solución a la base de las estacas mediante el uso de microjeringas. Se utiliza básicamente para fines experimentales, ya que permite controlar exactamente la cantidad y dosis aplicada a diferentes estacas, independientemente de su diámetro, pubescencia, tasa de transpiración, etc. Sin embargo, el método es lento e impráctico y por lo tanto no se utiliza en operaciones comerciales. Una vez determinada la mejor dosis hormonal mediante este procedimiento, generalmente se sustituye por alguno de los métodos anteriores.

Concentraciones

La concentración óptima de auxina varía con la clase utilizada, la especie a propagar, el tipo de material vegetativo, el método de aplicación, el sistema de propagación, etc. Esto se determinará para cada caso en particular mediante una simple prueba preliminar donde se evalúe un rango amplio de concentraciones bajo un diseño experimental apropiado.

Las estacas generalmente responden a las dosis de auxina de una manera típica, mostrando un aumento progresivo en el número y calidad de las raíces formadas con cada aumento en la dosis de auxina hasta alcanzar un punto máximo, a partir del cual se inicia un descenso en la respuesta debido a problemas de toxicidad. Con dosis insuficientes las raíces son escasas, o puede haber formación de callo solamente sin formación de raíces. En dosis supraóptimas puede ocurrir amarillamiento y caída prematura de la hoja de la estaca, necrosis de la base de la estaca o necrosis total. También puede ocurrir una inhibición del crecimiento de los brotes, aun después de que la estaca haya enraizado (Hartmann y Kester 1983). En *Albizia guachapele*, por ejemplo, con dosis ligeramente supraóptimas ocurrió necrosis de la base de la estaca pero la emisión de raíces se inició por arriba del tejido necrosado. Dosis mayores causaron la necrosis total de la estaca (Mesén 1993).

En trabajos realizados en el CATIE (Díaz *et al.* 1991 y 1992; Leakey *et al.* 1990; Mesén *et al.* 1992 y 1996; Mesén 1993; Mesén y Trejos 1998; Núñez 1997), la concentración de 0,2% de AIB ha dado los mejores resultados en *A. acuminata*, *B. quinata*, *Cedrela odorata*, *E. deglupta*, *G. arborea* y *S. macrophylla*. Con *Platymiscium pinnatum*, las dosis de 0,2% y 0,4% de AIB fueron las mejores cuando se utilizó grava o arena como sustrato, respectivamente. Algunas especies respondieron mejor ante dosis mayores, por ejemplo *Terminalia oblonga*, (0,8%), *C. alliodora* (0,8%-1,6%) y *Hyeronima alchorneoides* (1,6%), mientras que *A. guachapele* enraizó igualmente bien con concentraciones desde 0,05% hasta 0,4% de AIB. Contraria a todas las demás especies evaluadas, *V. guatemalensis* presentó los mayores porcentajes de enraizamiento cuando no se aplicó auxina, aunque el número de raíces producidas en las estacas aumentó con dosis crecientes de AIB desde 0% hasta 0,8%; la concentración de 0,2% presentó el mejor balance entre enraizamiento y calidad del sistema radical formado. Con estos resultados se puede tener una idea del tipo de rango de dosis que podrían ser evaluadas cuando se vaya a iniciar la propagación de una especie nueva.

El propagador de sub-irrigación

El propagador de sub - irrigación (Fig.1) ha sido descrito en detalle por Leakey *et al.* (1990). Es básicamente un marco de madera o de metal rodeado por plástico transparente para hacerlo impermeable. Los primeros 25 cm se cubren con capas sucesivas de piedras grandes (6-10 cm de diámetro), piedras pequeñas (3-6 cm) y grava, y los últimos 5 cm se cubren con un sustrato de enraizamiento (arena fina, aserrín, etc.). Los 20 cm basales se llenan con agua, de manera que el sustrato de enraizamiento siempre se mantendrá húmedo por capilaridad. Para introducir el agua u observar su nivel, se utiliza un cilindro de bambú o cualquier otro material insertado verticalmente a través de las diferentes capas de material. Internamente se utilizan marcos de reglas que le dan apoyo a la estructura y a la vez proporcionan subdivisiones que permiten el uso de sustratos diferentes dentro del mismo propagador. La caja se cubre con una tapa que ajuste bien, también forrada de plástico, para mantener alta la humedad interna. El agua del propagador debe cambiarse al menos cada seis meses.

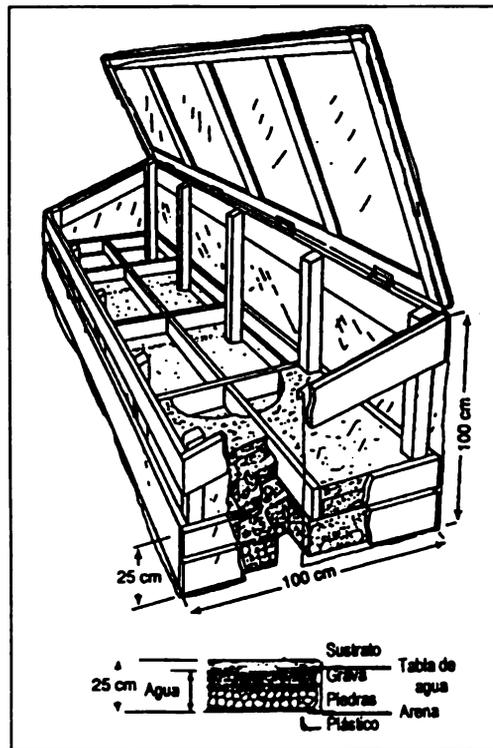


Figura 1. Diseño del propagador de subirrigación (Fuente: Lentray *et al.* 1990).

El microambiente de propagación

El microambiente dentro del propagador ejerce una influencia crítica en el enraizamiento de estacas. El microambiente ideal debe mantener niveles óptimos de irradiación, temperaturas adecuadas en el aire, el sustrato y las hojas y buen balance de agua en las estacas (Loach 1988). El microclima de los propagadores de sub - irrigación es comparable al de otros sistemas más sofisticados. En una comparación del sistema de sub-irrigación con el de nebulización, Newton y Jones (1993) encontraron valores menores de humedad relativa, temperatura foliar y temperatura del aire en el sistema de sub - irrigación. Además, en este último, el aire se satura en horas de la noche, lo cual resulta en condensación de agua en las hojas y humedecimiento del follaje. Gran cantidad de agua también se condensa en el plástico de la tapa, y su caída contribuye además al humedecimiento de las hojas (Mesén 1993; Mesén *et al.* 1992). Las evaluaciones del sistema de sub- irrigación han demostrado que es al menos tan efectivo como otros sistemas más sofisticados, e indican su potencial para un rango amplio de especies (Newton y Jones 1993). Para ciertas especies de zonas áridas, susceptibles a pudrición bajo nebulización, el sistema de sub- irrigación parece ser más apropiado (Leakey *et al.* 1990).



Propagadores bajo sombra en el CATIE, Costa Rica.

Durante el proceso de enraizamiento se requiere cierta cantidad de luz para permitir una tasa adecuada de fotosíntesis en las estacas. Sin embargo, la irradiación excesiva provoca el cierre de estomas y la consecuente reducción en el intercambio gaseoso, pérdida de turgencia e incluso la muerte de la estaca (Loach 1988a). Mediciones en Turrialba, Costa Rica, mostraron que la irradiación en un día soleado puede llegar a los $2\ 000\ \mu\text{mol m}^{-2}\ \text{s}^{-1}$, mientras que la irradiación máxima necesaria para la mayoría de las especies es de $400\text{-}600\ \mu\text{mol m}^{-2}\ \text{s}^{-1}$ (Mesén *et al.* 1992; Mesén 1993). Por lo tanto, es necesario proporcionar sombra al área de propagación para reducir la irradiación a niveles adecuados y consecuentemente, reducir la temperatura dentro de los propagadores. Bajo dichas condiciones, el uso de una malla de sarán ha dado buenos resultados para la mayoría de las especies evaluadas, aunque alternativamente, se pueden utilizar hojas de palma o cualquier otro material disponible localmente.

Sustrato de enraizamiento

El sustrato también tiene un efecto importante en el éxito del enraizamiento, y debe ser considerado como parte integral de cualquier sistema de propagación. Un buen sustrato combina buena aireación con alta capacidad de retención de agua, buen drenaje y libre de agentes contaminantes (Hartmann y Kester 1983). Además, el sustrato no debe presentar obstáculos para el crecimiento de las raíces, debe tener la consistencia suficiente para mantener las estacas en su posición y ser de fácil adquisición en cualquier momento (Leakey y Mesén 1991). Se han encontrado diferencias considerables en la capacidad de enraizamiento de diferentes especies con respecto al sustrato utilizado. Estudios realizados en el CATIE, han empleado sustratos fáciles de conseguir localmente, generalmente grava fina, arena, aserrín descompuesto y mezclas de estos materiales. Si bien algunas especies parecen ser más exigentes, otras enraizan bien en una gran variedad de sustratos. La arena fina en general ha dado buenos resultados con la mayoría de las especies, incluyendo *A. acuminata*, *C. odorata*, *C. alliodora*, *G. arborea*, *H. alchorneoides* y *T. oblonga*. *B. quinata* enraizó igualmente bien en arena fina o en aserrín. *E. deglupta*, *V. guatemalensis* y *P. pinnatum* enraizaron bien tanto en arena fina como en grava, y las dos primeras también enraizaron bien en las mezclas de estos con aserrín. *A. guachapele* enraizó mejor en grava y *S. macrophylla* en una mezcla 3:1 de arena y grava (Díaz *et al.* 1991 y 1992; Leakey *et al.* 1990; Mesén *et al.* 1992; Mesén 1993; Núñez 1997). El sustrato debe cambiarse cada 3-6 meses, para eliminar musgo y malezas que se van acumulando, y puede ser reutilizado después de lavarlo bien. Sin embargo, si se dan señales de pudrición en las estacas,

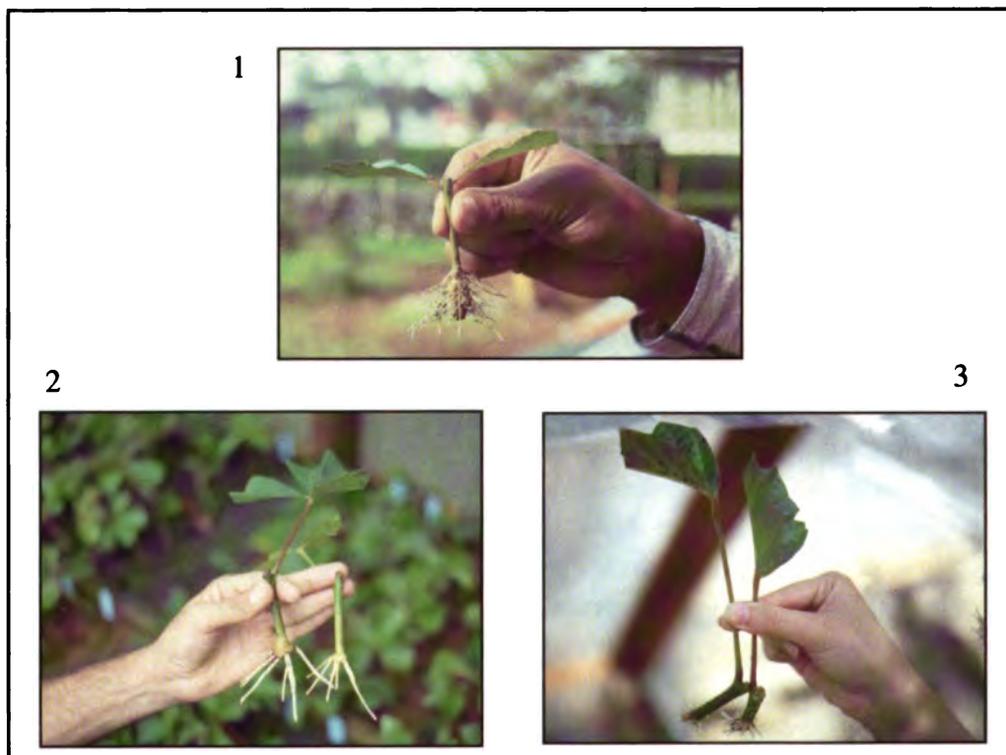
enfermedades o enraizamiento pobre, es mejor utilizar material nuevo. Por lo general no es necesario esterilizar el sustrato ni los demás materiales que se utilizan en el propagador, basta con lavarlos para eliminar cualquier residuo de tierra. Si hay señales de hongos durante el periodo de enraizamiento, se puede aplicar un fungicida apropiado sin problema. No se debe aplicar fertilizante al sustrato, ya que la iniciación de raíces es un proceso interno, controlado hormonalmente, que no es afectado por el nivel nutricional del sustrato; además, el uso de fertilizantes puede estimular el crecimiento de algas y musgos en la superficie del medio (Longman 1993).

Colocación de las estacas

Antes de insertar las estacas en el propagador, se deben hacer hoyos de aproximadamente 2 cm de profundidad en el sustrato, colocar las estacas con cuidado y presionar el medio alrededor de la estaca. No se debe insertar la estaca a presión en el sustrato para no dañar los delicados tejidos en el corte. El espaciamiento entre estacas depende del área foliar utilizada, pero normalmente (para áreas foliares de 20-30 cm²), un espaciamiento de 5 x 5 cm es apropiado. La hechura de los huecos es más rápida si se utilizan plantillas con pines colocados al espaciamiento establecido.

Cuidados durante el periodo de propagación

Una vez que las estacas han sido establecidas en el propagador, es conveniente asperjar bien las hojas de las estacas con agua mediante un aspersor manual o una manguera de gota fina. Una vez que el propagador ha sido cerrado, se crea un ambiente interno de alta humedad que favorece el enraizamiento, de manera que normalmente no se requieren cuidados adicionales hasta que se produzca el enraizamiento; además, es conveniente mantener cerrada la tapa a fin de evitar descensos en la humedad relativa dentro del propagador. Sin embargo, es necesario realizar inspecciones regularmente para detectar y corregir problemas patológicos, eliminar hojas caídas o estacas con síntomas de necrosis que puedan ser foco de infección, para observar y mantener el nivel de la tabla de agua y para evaluar el avance en el proceso de enraizamiento. También es aconsejable asperjar con agua las hojas de las estacas con cierta regularidad, especialmente después de periodos de alta temperatura, lo cual ayuda a mantenerlas turgentes y favorecer el proceso de enraizamiento. Siempre que se abra la tapa del propagador para inspecciones, etc., se debe rociar con agua las hojas de las estacas.



Estacas enraizadas de 1) *Eucalyptus deglupta*, 2) *Bombacopsis quinata*,
3) *Hyeronima alchorneoides*.

Trasplante del material enraizado

El tiempo que transcurre desde el establecimiento de las estacas hasta la iniciación de raíces varía ampliamente entre especies; dentro de las especies estudiadas en el CATIE y el ITE, el tiempo varió desde siete días en *E. deglupta* hasta aproximadamente cinco semanas en *S. macrophylla* y *V. guatemalensis*. El periodo óptimo de enraizamiento es propio de cada especie, después de ese periodo, no vale la pena continuar el proceso, ya que las estacas que enraicen después tendrán raíces débiles y escasas. En muchos casos, la estaca forma callo y permanece viva por largos períodos sin actividad aparente, hasta que agota sus reservas por respiración y eventualmente muere. No tiene sentido entonces esperar hasta que todas las estacas enraicen o mueran, sino que se debe definir un "punto de corta", dependiendo de la velocidad de enraizamiento de la especie. Después de ese punto se aprovecha el material que haya enraizado y se elimina el resto. Esto maximiza el uso del propagador.



Trasplante de estaquitas enraizadas, CATIE, Turrialba, Costa Rica.

Cuando las raíces tienen 1-2 cm de longitud, se debe extraer la estaca del propagador y plantarla en un recipiente adecuado, que contenga una buena mezcla de sustrato de acuerdo con las prácticas normales de vivero para la especie en particular. Se debe tener cuidado al realizar el trasplante, ya que las raíces recién formadas son delicadas y se quiebran fácilmente. La mejor forma de trasplantar la estaca es llenar el recipiente hasta la mitad, colocar la estaca cuidando que no se doblen las raíces y terminar de llenar el recipiente. No se debe plantar introduciendo la estaca en un hoyo en el sustrato, por el peligro de que las raíces se quiebren o queden dobladas hacia arriba. Las estacas con menos de tres raíces o que tengan las raíces agrupadas a un solo lado, deben ser eliminadas.

Periodo de acondicionamiento

Las estacas han estado por varios días o semanas dentro de un ambiente sombreado y de alta humedad, y por tanto pueden sufrir de estrés hídrico, quemaduras e incluso morir si se exponen abruptamente a un ambiente soleado y seco. Las estacas recién trasplantadas deben ser trasladadas a un ambiente protegido del sol directo y aplicar riegos frecuentes durante los primeros días. La colocación de las plantas bajo

una malla de sarán y la aplicación de uno o dos riegos diarios ha probado ser suficiente para producir plantas saludables y reducir la mortalidad (Mesén *et al.* 1996). Después de 3-4 semanas bajo estas condiciones, se les puede dar el tratamiento normal de vivero para la especie en cuestión. El tiempo de permanencia de la planta en el vivero es similar al de una plántula originada por semilla.

Con algunas especies de crecimiento rápido, ej. *G. arborea*, algunas empresas han eliminado el periodo de crecimiento en vivero e inmediatamente después del periodo de acondicionamiento, las plantitas son llevadas y establecidas directamente en el sitio definitivo de plantación. Esto es posible si además de que la especie presenta crecimiento inicial rápido, como se mencionó, se brinda un manejo silvicultural apropiado a la plantación, para evitar la competencia con malezas durante los primeros meses.

Número de clones

No existe una regla para decidir el número más apropiado de clones para las plantaciones operacionales, ya que esto depende de la magnitud de los programas, las características de la especie, los objetivos de la plantación y muchos otros factores. De acuerdo con Zobel y Talbert (1984), la clave es 'lograr las mayores ganancias genéticas y al mismo tiempo permanecer dentro de límites aceptables de riesgo', aunque de nuevo, es difícil definir cuáles son estos "límites aceptables de riesgo"

La empresa Aracruz Florestal de Brasil, por ejemplo, basó su programa clonal de *Eucalyptus grandis* en la selección de 7000 árboles, y concluyó con 80 clones para uso operacional, seleccionados con base en su capacidad de rebrote, capacidad de enraizamiento y desempeño en el campo. La selección con base en comportamiento de los clones en cada sitio en particular es de suma importancia. En esta empresa se determinó que el uso de los 100 mejores clones podían casi duplicar las ganancias, en comparación con la utilización de 600 clones (Zobel y Talbert 1984). La empresa Florestas Río Doce, también de Brasil, inició su programa con 7800 árboles, de los cuales finalmente fueron seleccionados 250 clones para sus operaciones de reforestación. La empresa Cartón de Colombia realizó una selección inicial de 1100 árboles, y anualmente utiliza los 30 mejores clones para fines de plantación comercial (Lambeth y López 1988).

De acuerdo con Libby (1981), 7-30 clones finales parece ser un número seguro y razonable; Zobel y Talbert (1984) aseguran que no existe ningún riesgo extraordinario al utilizar 15 clones para cada ambiente y para Burdon (1989), 20 clones finales parece ser el mínimo absoluto requerido para cada sitio en particular, argumentado que poco se gana en términos de seguridad al utilizar un mayor número de clones. Una vez determinado el número final de clones aceptable para su programa en particular, se debe proceder entonces a seleccionar un número suficiente de árboles que permita terminar con esa cifra elegida, considerando que siempre habrá que hacer una selección basada en capacidad de rebrote, capacidad de enraizamiento y desempeño de los clones en la plantación.

Ensayos clonales

Al igual que con los sistemas de mejoramiento tradicional que involucran el establecimiento de ensayos de progenies para evaluar el potencial genético de los árboles madres, en silvicultura clonal es necesario el establecimiento de ensayos clonales para evaluar el comportamiento de los clones a nivel de plantación. Hay que recordar que en programas jóvenes, la selección de los ortets se basa únicamente en su fenotipo, y los ensayos clonales permitirán determinar los mejores clones para cada clase de sitio donde se hará la reforestación.

Los ensayos clonales normalmente son establecidos como bloques completos al azar con 5-10 bloques y parcelas lineales de 5-10 árboles por clon. Idealmente se debería establecer una repetición del ensayo en cada clase de sitio.

Un ejemplo interesante de estrategia de ensayos clonales es el de Cartón de Colombia con su programa clonal de *E. grandis* (Lambeth y López 1988), en donde los ensayos cumplieron además un papel inicial de jardín de multiplicación. Por tal motivo, se explicará en detalle en esta sección: después de la selección inicial por capacidad de rebrote de los árboles plus y capacidad de enraizamiento de las estacas, el número de clones iniciales se redujo de 1100 a 460. Estos 460 clones se incluyeron en los ensayos, en un diseño de bloques completos al azar con 10 repeticiones y parcelas lineales de 10 árboles por clon. La evaluación del primer año permitió una selección preliminar de los 30 mejores clones; uno de los bloques fue talado y se utilizó como fuente de material de propagación. El material de los 30 clones seleccionados fue propagado y establecido en un jardín de multiplicación, mientras

que los clones que no ocuparon los 30 mejores lugares, pero se comportaron mejor que el promedio del ensayo, fueron utilizados como fuente de material para las plantaciones operacionales durante el primer año. Una vez que los clones establecidos en el jardín de multiplicación entraron en producción, fueron utilizados para reproducción masiva, junto con el material generado por los árboles talados del ensayo. Cada nueva evaluación aporta información más confiable sobre el comportamiento de los clones, y puede ser que los 30 mejores clones en la evaluación del primer año no sean los mismos en la evaluación de los años siguientes. De esta manera se da un proceso dinámico de inclusión de nuevos clones y exclusión de otros dentro del grupo de clones operacionales, lo cual aporta variabilidad genética a las plantaciones, en vez de mantener un grupo estático siempre con los mismos 30 clones.



Ensayo clonal de *Gmelina arborea*, Guanacaste, Costa Rica.

Si bien hay muchas otras estrategias posibles, la anterior representa un ejemplo de optimización en el uso de recursos y tiempo, al combinar la evaluación clonal y la propagación para fines operacionales.

En el caso de la empresa Florestas Rio Doce de Brasil, después de una selección inicial basada en capacidad de rebrote, los mejores 3600 clones fueron incluidos en ensayos clonales. Una primera selección redujo este número a 500 clones, los cuales fueron considerados como "comerciales" y plantados operacionalmente. Con base en el comportamiento de estos 500 clones en plantación, al final del turno de rotación se seleccionaron los mejores 250 para futuros programas de reforestación.

Plantaciones clonales

Otro de los aspectos que han sido objeto de gran debate en silvicultura clonal es la distribución de los clones en las plantaciones. La mayoría de los artículos sobre este tema se inclinan por el uso de clones estrechamente mezclados, argumentando principalmente mayor seguridad contra ataques de plagas y enfermedades. Sin embargo, casi todos se basan en opiniones y no en experiencias reales. Este argumento podría aplicar en el caso de enfermedades de la raíz, pero no necesariamente para enfermedades diseminadas por el viento ni para insectos, los cuales parecen propagarse con igual facilidad en rodales puros o mixtos (Zobel y Talbert 1984).

La estrategia de plantación en bloques monoclonales ha sido adoptada por la mayoría de las compañías involucradas en silvicultura clonal, argumentando entre otras, las siguientes ventajas (Libby 1981; Zobel y Talbert 1984):

- i) debido a que las curvas de crecimiento difieren entre clones, algunos crecerán suprimidos cuando se plantan en mezclas, eliminándose así una de las principales ventajas de la silvicultura clonal, cual es, la uniformidad de la plantación y la homogeneidad del producto final;
- ii) las operaciones de manejo en vivero y en el campo se simplifican cuando se trabaja con bloques monoclonales;
- iii) si ocurriera algún problema con enfermedades, plagas o algún factor ambiental en algún bloque, este puede ser cosechado sin problemas y sustituido por otro clon resistente, lo cual no sería posible si el problema ocurre con algún clon dentro de una plantación mezclada.

Además, en programas jóvenes donde aun no se conoce bien el comportamiento de los clones, el uso de bloques facilita su identificación, lo cual contribuirá a que el forestal o el reforestador se vayan familiarizando con los mejores clones para el sitio particular de reforestación. Esto permite la selección de los mejores para futuras

plantaciones en el sitio o en la finca; este proceso de familiarización con los diferentes clones sería muy difícil o imposible en el caso de plantaciones en mezcla.

En operaciones grandes, especialmente los programas de Aracruz, Florestas Río Doce y Cartón de Colombia, se han utilizado bloques monoclonales de 10-20 ha (Zobel y Talbert 1984). Esto estaría ciertamente fuera de escala para pequeños programas de desarrollo rural en la región centroamericana. En estos casos, la selección del tamaño de los bloques estará en función del número de clones disponibles y del área de plantación en las fincas.

Glosario

ADN (ácido desoxirribonucleico): macromolécula compuesta de dos cadenas de polinucleótidos (bloques más pequeños compuestos de desoxiribosa, una base nitrogenada y un grupo fosfato), formando una hélice doble, y que constituye el material genético básico de la mayoría de los organismos

Asimilados: cualquier sustancia producida en una planta durante la fotosíntesis.

Auxina: cualquiera de las hormonas o sustancias activadoras del crecimiento.

Basípeto: en dirección del ápice hacia la base de la planta.

Clon: grupo de individuos genéticamente uniformes derivados de un individuo único a través de métodos de *propagación asexual* o *vegetativa*.

Cromosoma: la unidad estructural autoduplicable del núcleo de las células, que contiene los *genes* en orden lineal.

Desviación estándar fenotípica: la raíz cuadrada de la *varianza fenotípica*.

Diferencial de selección: la diferencia entre la media de la población base y la media de una subpoblación parental seleccionada. También puede expresarse como el producto de la *intensidad de selección* por la *desviación estándar fenotípica*.

Fenotipo: la manifestación física de un rasgo genético, resultante de un *genotipo* específico y su interacción con el ambiente en el cual se desarrolla.

Ganancia genética: Superioridad obtenida en la siguiente generación de un cultivo para alguna característica particular como resultado de la aplicación de presión de selección. Matemáticamente es representada por el producto de la *heredabilidad* por el *diferencial de selección*.

Gen o gene: un segmento particular de una molécula de *ADN*, generalmente localizado en el cromosoma, que determina una característica de un organismo.

Genotipo: el conjunto de genes o constitución genética de un organismo.

Heredabilidad: la proporción de la variación fenotípica en una población atribuible a factores genéticos. Matemáticamente, heredabilidad en sentido estricto es la proporción de la *varianza aditiva* con respecto a la *varianza fenotípica*. En sentido amplio es la proporción de la *varianza genética* total con respecto a la *varianza fenotípica*.

Intensidad de selección: es un valor que mide en cuántas desviaciones estándar, la media de una subpoblación parental seleccionada excede la media de la población base. Matemáticamente es el producto del *diferencial de selección* entre la *desviación estándar fenotípica*.

Mitosis: división nuclear en la cual los cromosomas se duplican y se dividen para producir dos núcleos "hijos" genéticamente idénticos al núcleo original. Esta es seguida generalmente por división celular.

Multinodal: que contienen más de un nudo.

Ortet: la planta original que se utiliza para generar un *clon*.

Ortotropismo: condición de crecer en sentido vertical.

Plagiotropismo: condición de crecer en sentido oblicuo u horizontal.

Propagación asexual: ver propagación vegetativa.

Propagación vegetativa: tipo de propagación mediante el cual se obtienen nuevos organismos a partir de una célula o grupos de células del organismo original, sin la mediación de procesos sexuales. Este tipo de propagación involucra únicamente divisiones mitóticas de las células; por lo tanto, los organismos obtenidos mediante propagación vegetativa reproducen toda la información genética del organismo original.

Ramet o rameto: cada uno de los propágulos vegetativos obtenidos de un *ortet*. El conjunto de ramets genéticamente idénticos constituyen un *clon*.

Uninodal: que contienen un solo nudo.

Varianza aditiva: varianza genética que surge de los efectos acumulativos de los genes sobre el fenotipo.

Varianza fenotípica: la variación observable en alguna característica de una población, resultante de la variación genética, la variación ambiental y su interacción.

Varianza genética: fuentes genéticas de variación fenotípica entre individuos de una población.

Literatura citada o consultada

- Blazich, F.A. 1988. Chemicals and formulations used to promote adventitious rooting. *In* Adventitious Root Formation in Cuttings. (Eds. Davis, T.D., Haissig, B.E. y Sankhla, N.). Portland, Oregon. Dioscorides Press, pp 132-149.
- Burdon, R.D. 1989. When is cloning on an operational scale appropriate?. *In* Breeding tropical trees: Population structure and genetic improvement strategies in clonal and seedling forestry. Proc. IUFRO Conference, Pattaya, Thailand, 1984. (eds. Gibson, G.L. y Matheson, A.C.). Oxford Forestry Institute, Oxford, United Kingdom and Winrock International, Arlington, Virginia, USA. pp. 9-27.
- Díaz, E.R.A., Salazar, R., Mesén, F. 1991. Enraizamiento de estacas juveniles de *Gmelina arborea* Linn. Silvoenergía No. 49. 4 p.
- Díaz, E.R.A., Salazar, R., Mesén, F. 1991. Enraizamiento de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. Silvoenergía No. 51. 4 p.
- Font Quer, P. 1979. Diccionario de Botánica. Barcelona, España. Labor. 1244 p.
- Hartmann, H.T., Kester, D.E. 1983. Plant propagation - principles and practices. 2nd. ed. Englewood Cliffs, N.J., Prentice Hall. 702 p.
- Lambeth, C.C., López, J.L. 1988. Programa clonal de mejoramiento de árboles de *Eucalyptus grandis* para Cartón de Colombia. Smurfit Cartón de Colombia, Investigación Forestal. Informe de Investigación No. 120. 5 p.
- Leakey, R.R.B. 1988. Vegetative propagation consultancy: CATIE, Costa Rica. Report to the Overseas Development Administration, ODA/NERC, Contract No. OMC 527/093/003 A. Institute of Terrestrial Ecology, Bush Estate, Penicuik, Midlothian. 50 p.
- Leakey, R.R.B., Mesén, F., Tchoundjeu, Z., Longman, K.A., Dick, J.McP., Newton, A., Matin, A., Grace, J., Munro, R.C., Mutoka, P.N. 1990. Low-technology techniques for the vegetative propagation of tropical trees. Commonwealth Forestry Review 69(3):247-257.
-

-
- Leakey, R.R.B., Mesén, F. 1991. Propagación vegetativa de especies forestales: enraizamiento de estacas suculentas. *In* Manual sobre Mejoramiento Genético con referencia especial a América Central. (Eds. Cornelius, J.; Mesén, F. y Corea, E.). CATIE, Turrialba, Costa Rica. pp 113-133.
- Libby, W.J., Rauter, R.M. 1984. Advantages of clonal forestry. *The Forestry Chronicle*, 145-149.
- Loach, K. 1988. Controlling environmental conditions to improve adventitious rooting. *In* Adventitious Root Formation in Cuttings. (Eds. Davis, T.D., Haissig, B.E. y Sankhla, N.). Portland, Oregon. Dioscorides Press pp 248-273.
- Longman, K.A. 1993. Rooting cuttings of tropical trees. *Tropical Trees: Propagation and Planting Manuals*. Vol. 1. Commonwealth Science Council, London. 137 p.
- Mesén, F. 1988. Propagación vegetativa de *Araucaria hunsteinii* mediante enraizamiento de estacas. Tesis Lic. Agr., Facultad de Agronomía, Universidad de Costa Rica. 77 p
- Mesén, F., Leakey, R.R.B., Newton, A.C. 1992. Hacia el desarrollo de técnicas de silvicultura clonal para el pequeño finquero. *El Chasqui*, 28:6-18.
- Mesén, F. 1993. Vegetative Propagation of Central American Hardwoods. Ph.D. Thesis, University of Edinburgh, Institute of Terrestrial Ecology. Edinburgh, Scotland. 231 p.
- Mesén, F., Leakey, R.R.B., Newton, A.C. 1996. Propagadores de subirrigación: un sistema simple y económico para la propagación vegetativa de especies forestales. *In* Avances en la Producción de Semillas Forestales en América Latina. Memorias. (Ed. Salazar, R.). Managua, Nicaragua, 1995. pp. 101-110.
- Mesén, F., Trejos, E. 1998. Propagación vegetativa de San Juan (*Vochysia guatemalensis* Donn. Smith) mediante enraizamiento de estacas juveniles. *Revista Forestal Centroamericana* (en prensa).
- Newton, A.C., Jones, A.C. 1993. Characterisation of microclimate of mist and non-mist propagation systems. *Journal of Horticultural Science*, 68(3):421-430.
- Núñez, B.Y. 1997. Propagación vegetativa del cristóbal (*Platymiscium pinnatum* Benth); pilón (*Hyeronima alchorneoides* Allemo) y surá (*Terminalia oblonga* Ruiz & Pavón) mediante el enraizamiento de estacas juveniles. Tesis M.Sc., CATIE, Turrialba, Costa Rica. 150 p.
-

Russells, P.J. 1992. Genetics. Third Edition. U.S.A. Harper Collins. 758 p.

Zobel, B., Talbert, J. 1984. Técnicas de Mejoramiento Genético de Arboles Forestales. México D.F. Limusa. 545 p.

Revisión lenguaje y estilo:

Orlando Arboleda

Montaje y artes finales:

Edith Garita

Impresión:

Unidad de Producción de Medios, CATIE.

Tiraje:

1000 ejemplares Agosto, 1998



• •



