



# PROPAGACIÓN ASEXUAL DE PLANTAS

*Conceptos Básicos  
y Experiencias con Especies Amazónicas*

**Salvador Rojas González  
Jairo García Lozano  
Melva Alarcón Rojas**

MINISTERIO DE AGRICULTURA Y DESARROLLO RURAL

Carlos Gustavo Cano *Ministro*  
Juan Lucas Restrepo *Viceministro*

CORPOICA

Luis Arango Nieto *Director Ejecutivo*  
Tito Díaz *Subdirector de Investigación e Innovación*  
Jorge Cadena *Subdirector de Desarrollo Tecnológico*  
Salvador Rojas *Director Regional*

PRONATTA

Luis E. Villegas *Director Nacional*  
Fredy Vargas *Director UCR - Amazonia*

AUTORES

Salvador Rojas	Jairo García
Melva Alarcón	Carlos Julio Escobar
Matilde Cipagauta	Henry Solarte
Victoria E. Osorio	Raúl Barahona
Rafael Trujillo	José María Tróchez
Eduardo Rivera	Gladys Colorado
Felipe Cadena	

FOTOGRAFÍAS Y DIBUJOS

Futuro Ambiental  
Salvador Rojas  
Carolina Echeverry  
José Darío Ule  
Melva Alarcón  
Jenny Gutiérrez



ISBN: 958-8210-57-7

- © Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria, CORPOICA
- © Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural
- © Programa Nacional de Transferencia de Tecnología Agropecuaria, Pronatta

C.I. Macagual, Km. 20 vía a Morelia • A.A. 337 • Telefax (098) 435 4453 • Florencia, Caquetá  
E-mail: Macagual@colt.telecom.com.co

Edición: marzo 2004  
Tiraje: 1500 ejemplares

PRODUCCIÓN EDITORIAL:  
Diagramación, armada, fotomecánica,  
impresión y encuadernación



www.produccionmedios.com  
Tel: 288 5338 Bogotá, DC - Colombia

Impreso en Colombia  
Printed in Colombia

No. de ejemplares	
Copias	<input type="checkbox"/>
Copie	<input type="checkbox"/>
Duplicación	<input type="checkbox"/>
Procesamiento	Derechos Legal
	CORPOICA
Costo	\$ 10.000

## PRESENTACIÓN

Existen algunos retos en el proceso de domesticación de especies silvestres amazónicas como, por ejemplo, disminuir algunas barreras para lograr una exitosa propagación, fijar algunas características deseables de una planta en las generaciones futuras, obtener gran cantidad de material para suplir las demandas de nuevos cultivos, uniformizar las épocas, cantidades y calidades de producción por planta, etc., muchas de estas dificultades se pueden superar parcial o totalmente con el uso de técnicas de propagación asexual o vegetativa. Por eso en esta publicación se hace énfasis en la base teórica que explica los requerimientos ambientales y el comportamiento de las plantas para que sea posible este tipo de reproducción. Además, incluye información sobre los fenómenos fisiológicos que se dan en tres tipos de propagación: estacas, injertos y acodos; menciona los tipos de injertos y acodos que se usan frecuentemente y las condiciones necesarias para una exitosa propagación; se describen algunos procedimientos de campo y laboratorio y las ventajas y desventajas de estas técnicas. Se hace además una breve referencia de otras técnicas de propagación *in vitro*, que tienen posibilidades de aplicación sobre especies amazónicas y finalmente se muestran algunos ejemplos de propagación vegetativa con especies amazónicas como el camu camu, copoazú, borojó, uva caimaronana y otras especies como árboles forrajeros y pimienta.

Agradecemos a Pronatta por la cofinanciación del proyecto "Evaluación agronómica del copoazú, borojó y uva caimaronana, propagadas por métodos sexual y vegetativo", el cual originó esta publicación. En este documento se incluye una buena revisión de estas técnicas, algunas descritas en el manual de entrenamiento del ICRAF "Vegetative tree propagation in agroforestry", se incluyen también los resultados de Corpoica con los agricultores del Putumayo y Caquetá, en el CRECED Putumayo y en el Centro de Investigación Macagual, en los últimos años usando estas técnicas y se reporta una experiencia de propagación vegetativa de la Organización Futuro Ambiental del Putumayo con la pimienta.

Esperamos que esta publicación sirva para ayudar a entender el comportamiento de las plantas, para garantizar una mayor eficiencia en el uso de estas formas de propagación y así poder resolver algunos de los problemas mencionados de domesticación de las especies amazónicas.

## CONTENIDO

	Pág.
<b>I. CONCEPTOS BÁSICOS</b> .....	<b>7</b>
1. GENERALIDADES PROPAGACIÓN ASEJUAL O VEJETATIVA.....	7
1.1. Ventajas de la propagación vegetativa.....	7
1.2. Desventajas.....	8
<b>2. CONDICIONES DE LA PLANTA DONADORA QUE INFLUYEN EN LA PROPAGACIÓN VEJETATIVA</b> .....	<b>10</b>
2.1. Tipo de tejido a propagar.....	10
2.2. Regulación hormonal.....	10
2.3. Posición y madurez del tejido.....	12
<b>3. MÉTODOS DE PROPAGACIÓN</b> .....	<b>14</b>
3.1. Propagación por estacas.....	14
3.2. Propagación por injertos.....	18
3.3. Propagación por acodos.....	26
3.4. Otros tipos de propagación vegetativa.....	28
<b>4. EL CULTIVO <i>IN VITRO</i> DE TEJIDOS VEJETALES</b> .....	<b>31</b>
4.1. Micropropagación.....	31
4.2. Microinjerto <i>in vitro</i> .....	35
4.3. Cultivos de granos de polen y de óvulos.....	36
4.4. Cultivo de óvulos.....	36
4.5. Cultivos de protoplastos.....	36
<b>II. EXPERIENCIAS DE PROPAGACIÓN VEJETATIVA CON ALGUNAS ESPECIES PROMISORIAS DE LA AMAZONIA</b> .....	<b>38</b>
1. Experiencias de injerto en camu camu ( <i>Myrciaria dubia</i> H.B.K Mc Vaugh) bajo condiciones del Piedemonte de Caquetá.....	38
2. Avance de resultados sobre injerto en uva camarona ( <i>Pourouma cecropiifolia</i> ) bajo condiciones del Piedemonte de Caquetá.....	39
3. Ensayos de propagación de copoazú ( <i>Theobroma grandiflorum</i> ) por estaca, injerto y acodo aéreo, en el municipio de Puerto Asís, departamento de Putumayo.....	40
4. Ensayos de propagación de borojó ( <i>Borojoa patinoi</i> ) por estaca, injerto y acodo aéreo, en el municipio de Puerto Asís, departamento de Putumayo.....	43
5. Propagación por estaca de especies arbóreas con potencial forrajero.....	46
6. Propagación vegetativa por vías clonales de la pimienta ( <i>Piper nigrum</i> L.).....	51
7. Propagación de rizomas de huagra chondur ( <i>Cyperus prolixus</i> Kunth).....	52
<b>BIBLIOGRAFÍA</b> .....	<b>55</b>

## I. CONCEPTOS BÁSICOS

### 1. GENERALIDADES PROPAGACIÓN ASEJUAL O VEGETATIVA

La propagación vegetativa o clonación se define como la reproducción de una planta a partir de una célula un tejido, un órgano (raíces, tallos, ramas, hojas). En teoría, cualquier parte de una planta puede dar origen a otra de iguales características según sean las condiciones de crecimiento (luz, temperatura, nutrientes, sanidad, etc.). Esto se debe a que muchas de las células de los tejidos vegetales ya maduros conservan la potencialidad de multiplicarse, de diferenciarse y dar origen a diversas estructuras como tallos y raíces; estos grupos celulares forman parte de meristemas primarios y secundarios que pueden encontrarse en todos los órganos de las plantas. Las células no diferenciadas que los conforman tienen la información genética y las propiedades fisiológicas de producir una nueva planta con iguales características de la planta madre, propiedad conocida como **totipotencia**.

Considerando que la reproducción sexual o por semillas mantiene la variabilidad genética y el avance evolutivo de la especie, la propagación vegetativa se orienta a la reproducción idéntica de plantas con características deseables como la alta productividad, calidad superior o tolerancia al estrés biótico o abiótico y como tal, juega un papel muy importante en la permanencia de una característica ideal de una generación a otra.

La propagación vegetativa es practicada desde el inicio de la agricultura, en los procesos de domesticación de las especies que hoy se cultivan; se tienen reportes históricos que este método se ha usado en árboles frutales en el Mediterráneo desde los tiempos bíblicos; hoy en día, continúa siendo de gran valor en los esfuerzos de domesticación de esta clase de especies. La propagación vegetativa comprende según sea la complejidad del caso, desde procedimientos sencillos, conocidos de tiempos inmemoriales por los campesinos de todo el mundo, hasta procedimientos tecnológicamente muy avanzados, basados en la tecnología del cultivo de tejidos vegetales.

Según Vásquez *et al.*, 1997, la propagación vegetativa tiene tres variantes la primera la **propagación por partes vegetativas** como rizomas (plátano), estacas

(la yuca, la caña), bulbos (la cebolla), tubérculos (papa) estolones (algunos pastos) y segmentos de órganos como tallos y hojas. La segunda es la **propagación por injertos** donde segmentos de una planta se adhieren a otra receptiva más resistente o de mejores características, por ejemplo en especies como caucho, cacao, cítricos, uva caimaronera, borjón, se puede utilizar esta técnica. La tercera es la **propagación in vitro**, en la cual células o pequeñas partes de tejidos u órganos son cultivados en condiciones controladas de laboratorio. La micropropagación es un método de propagación vegetativa, que permiten la producción a gran escala de plantas madres libres de agentes patógenos, incluyendo virus; este método está siendo aplicado principalmente en cultivos de plátano, banano, cítricos, piña, plantas ornamentales, flores y algunas especies perennes o forestales de interés comercial como el eucalipto, palma de aceite, caucho, entre otras.

#### 1.1. VENTAJAS DE LA PROPAGACIÓN VEGETATIVA

La propagación vegetativa es una técnica que ha adquirido gran importancia en la multiplicación y conservación de especies en peligro de extinción o amenazadas, principalmente de especies arbóreas tropicales. Con la propagación vegetativa se pretende:

- Valorar genéticamente material vegetal, incluyendo estudios de interacción genotipo ambiente, manifestaciones juveniles y maduras de una misma característica, etc.
- Preservar genotipos y complejos genéticos en bancos clonales y arboretos.
- Acortar ciclos reproductivos para acelerar procesos de cruzamiento y prueba.
- Conservar genotipos superiores que determinan características genéticas favorables (resistencia a plagas y/o enfermedades, crecimiento, producción, calidad de frutos, tolerancia a condiciones extremas de humedad

o sequía, etc). Estas características se pueden "perder" por el cruzamiento genético en la propagación sexual.

- Ser más eficiente cuando la reproducción sexual no es el método más viable o eficaz.
- Propagar especies que sus semillas presentan problemas de germinación o de almacenamiento o que son de ciclo reproductivo largo.
- Aprovechar las características genéticas favorables de dos plantas en una sola planta.
- Manejar las diferentes fases del desarrollo de las plantas.
- Obtener plantaciones uniformes o la producción de un determinado número de individuos con identidad genética.

**Mantenimiento de genotipos superiores:** La mayoría de especies arbóreas tropicales son de polinización abierta, lo cual significa que hay recombinación de genes durante la reproducción sexual, esta situación puede repercutir en la siguiente generación porque muchas características deseables no se expresarían; por tal razón, cuando se identifica un individuo con características superiores, la información genética puede ser fijada en la próxima generación mediante la propagación vegetativa.

**Problemas de almacenamiento de semillas:** Muchas especies de árboles tropicales producen semillas recalcitrantes que requieren procedimientos de manejo especial, a menudo complicados; otras producen escasos frutos, no los producen o simplemente no tienen semillas; de igual manera es común en el trópico la condición de embrión inmaduro de la semilla que limita la propagación sexual de algunas especies; en estos casos, la propagación vegetativa es una alternativa adecuada para la reproducción de estas especies.

**Ciclo reproductivo corto:** Aunque no es una norma general, la propagación vegetativa puede acortar el ciclo vegetativo y acelerar la entrada del árbol o planta en la etapa reproductiva, esto es especialmente útil cuando los productos deseados son flores, frutas o semillas.

**Combinación de genotipos:** La injertación es un método de propagación vegetativa que permite combinar las características deseables de dos o más plantas en una sola. Pueden unirse yemas de un árbol con características deseables de fruto con las de un árbol (patrón) con otras características deseables, como resistencia a nematodos, sequía, enfermedades, etc. Otra posibilidad es injertar más de una yema en el mismo tallo, por ejemplo para ampliar el período de producción por injerto de variedades

precoces y tardías en un solo árbol o la injertación de una rama polinizadora en un árbol hembra.

**Manejo y control de las fases de desarrollo de la planta:** Las plantas durante su ontogenia presentan diversas fases que pueden resumirse en etapa vegetativa y reproductiva, la primera asociada al crecimiento inicial y la segunda a la madurez. En plantas perennes después de llegar a la primera etapa reproductiva, se alterna la condición vegetativa y reproductiva, dependiendo eso sí de las condiciones ambientales. En general las plantas jóvenes son vigorosas, tienen dominancia apical fuerte y se regeneran fácilmente por propagación vegetativa. Las plantas maduras no son vigorosas, ramifican fuertemente debido a la pérdida de dominancia apical por la diferenciación de los meristemos apicales en reproductivos (inflorescencias y frutos) y no se regeneran fácilmente por la propagación vegetativa.

El grado de madurez también puede ser definido y mantenerse mediante la propagación vegetativa de la planta madre. El mantener esta fase de desarrollo puede traer beneficios económicos, como en los árboles frutales, que al injertarlos con yemas provenientes de un árbol maduro, florecen poco después de ser injertados o en los árboles maderables que conservan su vigor juvenil cuando se propagan por estacas provenientes de estructuras juveniles del árbol, o induciéndole la juvenilidad mediante podas.

**Plantaciones uniformes:** Cuando la variabilidad fenotípica de una especie tropical en campo es muy alta, a nivel comercial o con fines de experimentación en agroforestería, se requiere tratar de uniformizar las plantaciones en crecimiento o a la fructificación; el hacerlo con métodos de cruzamiento requiere largos períodos de tiempo, por lo que la propagación vegetativa de individuos (clones) con características deseables viene a ser una solución.

## 1.2. DESVENTAJAS

Una limitante de la propagación vegetativa a tener en cuenta es la dispersión de enfermedades, especialmente bacteriales y virales. Una vez una planta se infecta con un virus a menudo a través de los insectos chupadores como los áfidos o mediante el uso de herramientas, puede transmitirse rápidamente dentro del sistema de la planta. De tal manera que si se obtiene un esqueje (estaca, yema, etc.) éste también llevará consigo la enfermedad. En los

injertos la enfermedad presente en el patrón puede pasar a la yema injertada, como sucede en los cítricos donde enfermedades virales pueden afectar ambiciosos planes de propagación vegetativa. Se han desarrollado varios métodos sofisticados eliminar estos patógenos de las plantas, como la termoterapia, quimioterapia y microinjerto de ápice caulinares o las combinaciones de éstos. Estos métodos normalmente están disponibles en los laboratorios de biotecnología.

La estrechez genética de las poblaciones propagadas vegetativamente suele convertirse en un problema, pues este tipo de reproducción no permite la recombinación genética que favorece la evolución y adaptación de las especies. En caso de implementarse masivamente este método, debe ser una norma, la búsqueda constante de clones elite con características deseables pero provenientes de diferentes ambientes, que permitan llevar a su vez la variabilidad genética de sus sitios de origen.

## 2. CONDICIONES DE LA PLANTA DONADORA QUE INFLUYEN EN LA PROPAGACIÓN VEGETATIVA

### 2.1. TIPO DE TEJIDO A PROPAGAR

En el origen del vegetal, el embrión desarrolla la plántula, los factores de base para que ello se dé es la actividad de dos meristemas, el meristemo caulinar que dará lugar al aparato aéreo y el meristemo radical que dará lugar al aparato subterráneo. Los meristemas son las zonas privilegiadas que aseguran la multiplicación celular, ya sea durante un tiempo definido o a lo largo de toda la vida del vegetal.

Se puede así definir los meristemas como zonas localizadas que aseguran una proliferación celular no especializada en el origen. El vegetal posteriormente deberá asegurar su engrosamiento, el cual se hará a partir de dos fenómenos: el incremento del número de células y el aumento del tamaño de las células, posteriormente las células se van especializando dando paso a la diferenciación. Los meristemas juegan un papel muy importante en el momento de la multiplicación vegetativa y este procedimiento de multiplicación lleva consigo casi siempre la formación de nuevos meristemas. Los meristemas juegan igualmente un gran papel en el caso de la multiplicación espontánea: estolones, bulbillos aéreos, fenómenos llamados de "viviparidad".

#### 2.1.1. Clasificación de meristemas

Existen diversas categorías de meristemas que se clasifican en función de sus aptitudes.

**Los meristemas primarios:** Se les encuentra en diferentes sitios: ápice de raíces, yemas apicales, yemas axilares. Son responsables del crecimiento en longitud.

**Los meristemas secundarios:** Situados en general en las partes de más edad del vegetal. Aseguran el crecimiento en espesor.

- Capa generatriz subero felodérmica (llamada a veces capa externa), produce hacia el exterior corcho o suber y la felodermis hacia el interior.

- Capa generatriz líbero leñosa o cambium (llamado a veces asiento interno), produce hacia el exterior el líber o floema y hacia el interior madera o xilema secundario. Es necesario recordar que las monocotiledóneas no poseen capas secundarias.

**Los meristemas adventicios:** Son los meristemas neoformados a continuación de una desdiferenciación localizada. Esta desdiferenciación puede ser natural e intervenir en un momento dado en el desarrollo de la planta o aparecer tras unas condiciones particulares; es el caso de estacas. Estos meristemas neoformados pueden ser de origen radical o caulinar.

Cualquier programa de propagación vegetativa debe considerar que tipo de tejidos meristemáticos están involucrados en el propágulo a multiplicar, en la planta donadora.

### 2.2. REGULACIÓN HORMONAL

El desarrollo normal de una planta depende en gran parte de la interacción de factores externos (luz, nutrientes, agua, temperatura) e internos (hormonas). Las hormonas vegetales o fitohormonas son aquellas sustancias sintetizadas en un determinado lugar de la planta y que se translocan a otro donde actúan a muy bajas concentraciones, regulando el crecimiento, desarrollo, reproducción y otras funciones de las plantas. Hay cinco (5) grupos principales de hormonas y reguladores de crecimiento, las auxinas, giberelinas, citoquininas, el ácido abscísico y el etileno. A cada grupo se les ha asignado un efecto dominante, pero es común encontrar efectos contradictorios en la respuesta fisiológica asociada a cada etapa de desarrollo (vegetativa y reproductiva). En el momento de optar por la propagación vegetativa la regulación hormonal dependerá de la especie (genotipo), del ambiente (estímulos físicos) y la respuesta se verá afectada por la concentración y proporción de cada una de estas hormonas.

Se considera la existencia de sustancias rizógenas llamadas "rizocalinas" pero como nunca han podido ser aisladas, parece que la rizogénesis es la resultante de interacciones de diferentes sustancias poco específicas que actúan en concierto con la auxina al nivel de la diferenciación de las raíces. Es por ello que las auxinas y citoquininas son quizás las hormonas vegetales más importantes y son las más utilizadas en la propagación vegetativa.

**Auxinas:** Existen varios tipos de auxinas, algunas son naturales y otras sintéticas, se conocen el ácido indolacético (AIA), ácido naftalacético (ANA), ácido indolbutírico (AIB), 2,4,-D y 2,4,5-T. El ácido indol-3-acético o AIA es la más conocida, es una hormona natural que se produce en los ápices de los tallos, meristemos y hojas jóvenes de yemas terminales, de allí migra al resto de la planta en forma basipétala (de arriba para abajo) mediante un mecanismo activo, exhibiendo fuerte polaridad durante el transporte a través de las células del floema y del parénquima presente en el xilema; durante su circulación, la auxina reprime el desarrollo de brotes axilares laterales a lo largo del tallo, manteniendo de esta forma la dominancia apical. El movimiento de la auxina fuera de la lámina foliar hacia la base del pecíolo parece también prevenir la abscisión.

La función o modo de acción de las auxinas, se sitúa principalmente a nivel de las membranas celulares, donde se modifican la permeabilidad de ésta, llevando consigo también una modificación del funcionamiento celular y activando su metabolismo, esto tiene efecto sobre la división y crecimiento celular, la atracción de nutrientes y de otras sustancias al sitio de aplicación, además de las relaciones hídricas y fotosintéticas de las estacas, entre otros aspectos. Hormonas sintéticas pueden ser aplicadas para promover el desarrollo de raíces a través de su acción directa o a través de una acción antagónica en hormonas que inhiban las raíces. Cuando se propaga por estacas, el apropiado balance de las hormonas vegetales de las estacas afecta la cicatrización de las heridas, el desarrollo del primordio de la raíz, el desarrollo de raíces iniciales, el crecimiento de raíces, el endurecimiento y posterior desarrollo de las raíces a de la estaca. En general es necesario adelantar algunos experimentos para determinar la concentración apropiada de auxinas para especies que no se conozca. Un punto de partida puede ser el uso de (50 µg de IBA, NAA, IAA o mezclas de IBA y NAA). Sin embargo hay que anotar que no todas las especies requieren auxinas para el enraizamiento.

**Citoquininas:** Se encuentran en forma natural y sintética, las más conocidas son: zeatina, kinetina y benzilaminopurina (BAP). Son producidas en las zonas de crecimiento, como los meristemos, en la punta de las raíces (zonas próximas del ápice) y son transportadas vía acropétala (de abajo hacia arriba), moviéndose a través de la savia en los vasos correspondientes al xilema desde el ápice de la raíz hasta el tallo o brote, estimulando la división celular en tejidos no meristemáticos. Las citoquininas paradójicamente, son inhibitoras de la rizogénesis a fuertes dosis; sin embargo, su presencia es positiva porque actúan en interacción con las auxinas en el papel que ellas ejercen sobre la desdiferenciación y sobre la división celular. Así pues, es importante realizar un justo equilibrio auxinas/citoquininas >1. Este equilibrio existe naturalmente en la mayor parte de los vegetales. Es igualmente importante su efecto de romper la latencia en yemas axilares.

Si los efectos de la auxina son evidentes sobre la rizogénesis, es probable que la auxina no sea la única causa y obraría como las citoquininas, en interacción con otras sustancias. Los demás grupos hormonales son importantes por su efecto generalmente antagónico o coadyudante indirecto a las anteriores, es por ello, que nuevamente se debe recalcar en la importancia del balance hormonal, el cual estará asociado al estado de desarrollo al momento de seleccionar el material a propagar.

**Ácido abscísico (ABA):** Es un inhibidor natural del crecimiento celular y la fotosíntesis, por lo tanto tiene efectos contrarios a los de las hormonas de crecimiento (auxinas, giberelinas y citoquininas). El ácido abscísico se encuentra en todas las partes de la planta, principalmente en la base del ovario, semillas y frutos jóvenes y su síntesis ocurre en las yemas. Este ácido ha sido propuesto como un regulador en respuestas fisiológicas tan diversas como el letargo, abscisión de hojas y frutos y estrés hídrico. Entre las funciones de este ácido se tienen: Promueve la latencia en yemas y semillas, inhibe la división celular, causa el cierre de los estomas, anula el efecto de las giberelinas, inhibe el crecimiento.

**Giberelinas:** Se encuentran naturalmente en las plantas y existen varios tipos, siendo las más comunes: GA1, GA3, GA4, GA7, GA9. Las giberelinas son sintetizadas en los primordios apicales de las hojas, en las puntas de las raíces y en semillas en desarrollo. No muestra el mismo transporte fuertemente polarizado como el observado para la auxina, aunque en algunas especies existe un movimiento basipétalo en el tallo. Además de

ser encontradas en el floema, las giberelinas también han sido aisladas de exudados del xilema, lo que sugiere un movimiento bidireccional de la molécula en la planta. Su principal función es incrementar la tasa de división celular (mitosis) estimulando la división y elongación celular, lo que influye en el incremento del crecimiento en los tallos, interrumpen el período de latencia de las semillas, haciéndolas germinar y movilizandolas reservas en azúcares, inducen la brotación de yemas, estimulan la síntesis de ARN mensajero y promueven la floración y el desarrollo de los frutos.

**Etileno:** Es un gas, un hidrocarburo no saturado muy diferente a otras hormonas vegetales naturales. El etileno es producido esencialmente por todas las partes vivas de las plantas superiores y su cantidad varía con el órgano y tejidos específicos y de acuerdo con el desarrollo y crecimiento de las mismas. A principios del siglo XX se observó que el etileno provoca respuestas tales como geotropismo y abscisión, sin embargo, sólo hasta la década de 1960 se aceptó como una hormona vegetal. El efecto del etileno sobre las plantas y partes de éstas varía ampliamente. Ha sido implicado en la maduración, abscisión, senectud, dormancia, floración y otras respuestas. Las funciones principales del etileno son: Promueve la maduración de los frutos, promueve la senescencia (envejecimiento), caída de las hojas y geotropismo en las raíces.

### 2.3. POSICIÓN Y MADUREZ DEL TEJIDO

La idea común de que las estacas de un árbol son genéticamente idénticas y por lo tanto, deben crecer de la misma manera, es errónea. Algunos genes pueden ser activados o desactivados por el ambiente o unos ser más eficaces que otros durante la ontogenia de la planta o por efecto de algún tratamiento externo a la planta progenitora. De igual manera la proporción de hormonas y reguladores es diferencial para las diferentes etapas de desarrollo, esto obviamente se reflejará en la fisiología del árbol. El ejemplo más claro es cuando dos esquejes o propágulos provenientes de la misma planta suelen crecer en forma distinta o simplemente no producen raíces; las causas de este comportamiento se encuentran en la posición original que tenían estos esquejes en la planta, la edad al momento de ser obtenidos y por las condiciones ambientales a las que estuvo expuesta la planta donadora. Se conocen como Topofisis a los efectos de la posición u origen y Ciclofisis a los efectos de la edad.

#### 2.3.1. Topofisis

Este es el efecto de la posición original del propágulo en la planta donadora, reflejándose en una respuesta en crecimiento plagiotrópico u ortotrópico. El crecimiento plagiotrópico de una planta se refiere a la situación en la cual el propágulo vegetativo no se desarrolla en forma de un árbol, sino que continúa creciendo como una rama. Por el contrario el crecimiento ortotrópico se refiere a que el propágulo se desarrolla en la forma erecta o normal del árbol.

Las diferencias de crecimiento y desarrollo cuando ocurre el plagiotropismo son muy frustrantes, como resultado, las plantas que se originan no muestran el patrón de crecimiento deseado o la misma forma del árbol donante. El copoazú es una especie que presenta la condición de plagiotropismo muy marcada en sus ramas, por ello al obtener yemas para injertación, se debe tener muy en cuenta que éstas no provengan de ramas plagiotrópicas.

#### 2.3.2. Ciclofisis

Este es el efecto de la edad del propágulo en la planta, y se expresa como una condición de juvenilidad o madurez en el crecimiento de la nueva planta.

Una diferencia entre plantas y animales radica en la localización del crecimiento; aunque las plantas, como los animales, exhiben fase embrionario, juvenil, adolescente y adulto, hay una diferencia en la manera en que los animales y plantas crecen y envejecen. Cuando un animal joven crece, lo hacen todas las partes de su cuerpo, así todas las células de un cuerpo maduro son más o menos iguales. Por otro lado cuando las plantas crecen, sus células se dividen, desarrollan capas consecutivas en los meristemos que están constituidos por células que se encuentran en continua división y que retienen esa capacidad de dividirse por mitosis, las células hijas van perdiendo ese rasgo a medida que se van diferenciando. Así el desarrollo ocurre en el meristemo cuando los brotes crezcan y la persistencia de los meristemos significa que las plantas retienen durante toda su vida la capacidad de crecer.

Esto se observa con más claridad en un árbol donde paradójicamente, la base que cronológicamente es la parte más vieja pero en edad ontogénica (formación de la célula) es la menos madura, mientras que la corona que cronológicamente es la parte más joven,

ontogénicamente es la más madura. Así las yemas laterales, son a menudo dormantes debido a la fuerte dominancia apical de la yemas en la punta o copa, pero estas células de las yemas laterales conservan latente el nivel ontogénico de madurez que ellas tenían cuando se originaron, así una vez ellas empiezan a crecer, empiezan a desarrollar siguiendo los pasos de desarrollo ontogénico.



Brotos nuevos de árbol cortado

Si se toman rebrotes de la parte baja de árboles cortados, ellos muestran características juveniles, como el vigor y el fácil enraizamiento y puede usarse como estacas; como resultado la nueva planta exhibe las mismas características juveniles, por lo tanto esta forma de propagación se prefiere en especies maderables donde se desean vigor, capacidad de enraizamiento y se evite la ramificación baja. Para desarrollar juvenilidad se han empleado con éxito brotes de raíz y brotes de yemas adventicias. Las estacas enraizadas obtenidas de injertos de árboles viejos responden como si fueran juveniles.

Por el contrario si se toman rebrotes de la corona, los tejidos son fisiológicamente más maduros y tiene menor porcentaje de enraizamiento y originan menor número de raíces que el material fisiológicamente juvenil, estas yemas son deseables por ejemplo en árboles frutales, en los cuales mediante injertación se puede reducir el tiempo a la madurez de las nuevas plantas y la consecuente producción temprana de frutos; como el enraizamiento de las yemas de estas estacas es difícil a partir del material maduro, el acodo o injerto son preferidos en la propagación vegetativa de estos brotes.

### 3. MÉTODOS DE PROPAGACIÓN

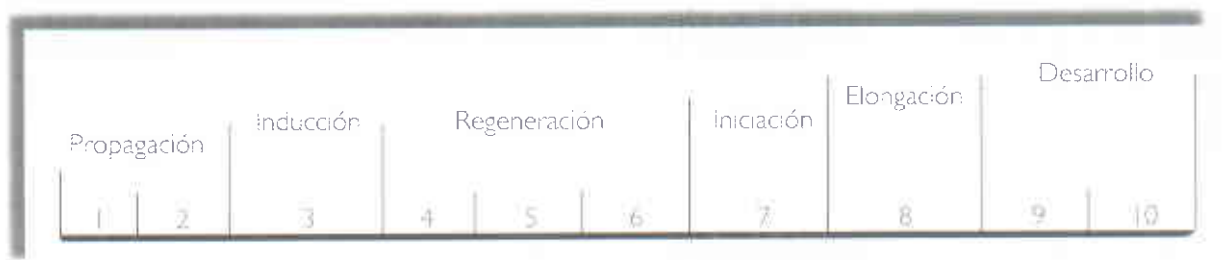
#### 3.1. PROPAGACIÓN POR ESTACAS

La propagación por estacas consiste en cortar brotes, ramas o raíces de la planta, las cuales se colocan en una cama enraizadora, con el fin de lograr la emisión de raíces y brotación de la parte aérea, hasta obtener una nueva planta. No todas las partes vegetativas de la planta arbórea sirven para estacas, las de fácil enraizamiento se obtienen de madera dura y las de difícil enraizamiento de madera tierna. Se define como madera dura, aquellas ramas de uno o más años de edad y madera tierna las ramas menores de un año de edad, que aún se encuentran en proceso de crecimiento y plena actividad fisiológica. Cuando se trate de madera dura, se deben obtener de aquellas ramas más maduras que correspondan a zonas basales de las mismas, debido a que la garantía de su prendimiento es mayor. La emisión de raíces en plantas que no tienen esta facultad o que el brote de raíces es deficiente, se puede inducir con el uso de productos hormonales.

**Origen de las raíces:** Cualquiera que sea el tipo de estacas, el primer estado de la reconstitución de una

planta entera será el nacimiento de un sistema radicular (salvo para los estaca de raíces); para las estacas que no posean yemas o tallos, la reconstitución de un sistema aéreo intervendrá en una segunda etapa. La rizogénesis es pues, el conjunto de fenómenos que conducen a emisión de raíces. Hay que considerar diferentes aspectos en estrecha relación con el tipo de estaca. En estacas de ramas, el mecanismo de la rizogénesis está estrechamente ligado a la existencia del cambium, que juega un papel importante en el nacimiento de las raíces. Dos esquemas similares son posibles:

- Un islote de células meristemáticas de tipo primario, se desarrolla directamente a partir del cambium y después se organiza enseguida en un meristemo de tipo radical.
- En la base de la estaca y esencialmente a partir del cambium, una proliferación celular intensa termina con la formación de callo. En el interior de este callo, ciertas células evolucionan a células meristemáticas de tipo primario y después se organizan en meristemas de tipo radical.



Diferentes estados en el proceso de enraizamiento y factores que afectan a cada una de las etapas  
(Wiesman et al. IORA 2002)

1. Planta madre: Balance hormonal, estado energético, minerales y fitosanitario
2. Corte estaca: Contenido de agua, número de hojas, tratamientos externos (exógenos)
3. Cicatrización herida (formación callo): Contenido de agua, inducción hormonal, control fitosanitario
4. Diferenciación
5. Primordio de raíz: Contenido de agua, inducción hormonal, control fitosanitario
6. Sistema vascular
7. Inicio emisión raíces: Contenido agua, control hormonal y fitosanitario
8. Crecimiento radicular: Contenido agua, inducción hormonal, control minerales y fitosanitario
9. Endurecimiento: Efecto fertilizantes, control hormonal y fitosanitario
10. Crecimiento planta (nueva planta): Efecto fertilizante y control hormonal

No hay una regla precisa para que una especie evolucione siguiendo uno u otro de estos esquemas, se puede simplemente precisar que el primer esquema se encuentra más bien en las plantas herbáceas, mientras que el segundo se ajusta a las plantas leñosas.

El proceso que determina con el nacimiento de las raíces merece algunas explicaciones ya que no es un fenómeno global, sino una sucesión de etapas estrechamente ligadas las unas a las otras.

- **Actividad inicial:** Inmediatamente después del corte de la estaca, se observa en ciertas células, unas modificaciones, en particular la activación de la biosíntesis de ciertas moléculas. Estas modificaciones están particularmente marcadas a nivel de los cambiums y de los vasos conductores. Esta primera etapa, que no es directamente visible, es importante porque es el primer paso hacia el nacimiento de las raíces. Es de hecho, una activación general poco específica y polarizada en la base de la estaca.
- **Desdiferenciación celular:** Entre los tejidos activados, sólo las capas generatrices y en menor grado, los tejidos vecinos, son el asiento de numerosas divisiones. Estas divisiones terminan con la formación de un tejido cicatricial de importancia variable que puede, en las leñosas y en coníferas en general, evolucionar a callo. A nivel de capas generatrices o en el callo, la mitosis sucesiva da progresivamente células que tienen las características de los meristemos primarios. La edificación de estos islotes es de hecho la etapa decisiva de la rizogénesis.
- **Reorganización:** A partir de los islotes meristemáticos, las células se van a diferenciar y dar lugar a un meristemo de raíz, el cual entrará en crecimiento y después de haber atravesado los tejidos vecinos, la raíz neoformada se hará visible.

### 3.1.1. Procedimiento de la propagación

#### Preparación y manejo de las plantas madres:

Algunas importantes recomendaciones para el manejo de las plantas madres son:

- Establecer las plantas madres lo más cerca posible al área de propagación.
- Podar las plantas regularmente tres veces al año para inducir y mantener la juvenilidad del material vegetativo y asegurar producción de buenos brotes.
- Usar fertilización para facilitar el crecimiento en suelos con deficiencia.

- Se recomienda espacios entre plantas un poco más amplios que los convencionales.
- Separar diferentes clones y marcarlos claramente, para permitir que algunos clones crezcan hasta que expresen sus características como plantas maduras.
- Permitir que las plantas crezcan bajo sombra, por ejemplo, bajo árboles.

**Obtención de estacas:** Una vez cortadas las estacas se introducen en una bolsa de polietileno humedecida, para transportarlas hay que conservarlas bajo sombra sin presionar la bolsa. Si se están llevando las estacas a larga distancia, hay que colocarlas en cajones en condiciones frías, pero asegurando que no estén directamente en contacto con elementos fríos. En el vivero, hay que tener todos los equipos y herramientas listos para no sufrir demoras entre el corte y la propagación, ya que la demora puede causar secamiento de las estacas.

- La obtención de las ramas de la planta madre debe realizarse temprano en la mañana o al final de la tarde, antes de las 10 a.m. y después de la 4 p.m., para evitar pérdidas de agua durante las horas de máxima insolación, esto conservará la transpiración y se reducirá el secamiento.
- Es conveniente que la poda de las ramas elegidas con crecimiento vertical, se realice a la altura del nudo 10 o menos como en el caso de los brotes obtenidos de tocones. Cuando no se distinguen los nudos se deben tomar entre los 10 cm y 1 metro de altura, eso para garantizar un buen enraizamiento.
- Las hojas de las ramas de donde se obtendrán los cortes deben tener entre 8 y 10 cm de largo hay que reducir el área foliar debido a que las hojas muy grandes favorecen la pérdida de agua y las muy pequeñas no producen suficientes carbohidratos, se puede reducir el área foliar podando las hojas cuidadosamente antes de que las ramas sean separadas de la planta madre, así se reduce la pérdida de agua cortando las hojas.

**Inducción del enraizamiento:** No todas las plantas tienen la capacidad de enraizar espontáneamente, por lo que a veces es necesario aplicar sustancias hormonales que provoquen la formación de raíces. Para favorecer y acelerar la emisión de raíces, se usan productos hormonales reguladores de crecimiento, pudiéndose mezclar o usar simultáneamente varios para aumentar el efecto de los mismos.

Como se describió anteriormente se debe prestar mucha atención a la dosificación de estas sustancias. Las auxinas



Corte de estacas de pimienta



Siembra de estacas de pimienta en bolsa



Propagador de estacas de pimienta

Fotografías Futuro Ambiental

sintéticas utilizadas para el enraizamiento son mucho más estables que la auxina natural, su acción está fuertemente

localizada y pueden transformarse rápidamente en tóxicas, sin embargo, en un suelo o en un sustrato orgánico, los microorganismos degradan con bastante rapidez estos productos. Los métodos de aplicación varían según la formulación del producto comercial, generalmente viene para uso directo en polvo o para disolución en agua. Para el segundo caso se pueden utilizar dos estrategias: remojo de la base de las estacas (de 2 a 3 cm) en soluciones de baja concentración: de la hormona por tiempos prolongados (de 4 a 12 horas) este método es lento y poco exacto, difícil de realizar cuando el material es numeroso y algunas veces las hojas se marchitan durante el proceso, por ello se puede recurrir a soluciones con alta concentración y tiempos de inmersión cortos (5 a 15 minutos); una variante con buenos resultados es el uso de alcohol etílico como solvente con tiempos cortos de inmersión (5 segundos), posteriormente, antes de colocarlas en el sustrato de propagación, se somete la base de la estaca al aire frío para evaporar el alcohol.

La mayoría de las especies forestales enraizan adecuadamente con AIB, aunque se ha observado que para algunos clones la adición de ANA resulta más benéfica. Para las especies forestales tropicales se recomienda la inmersión de la base de las estacas en soluciones de AIB al 4% en alcohol etílico como solvente.

#### Propagadores y medios de enraizamiento:

Un propagador es una construcción que evita la pérdida de agua del medio que rodea a las estacas, su función es similar a la de un almácigo, pues ambos propician las condiciones ambientales adecuadas para la germinación y establecimiento de las plántulas o para el enraizamiento de las estacas, según sea el caso de que se trate. El área, debe ser fresca y sombreada, la temperatura óptima se encuentra entre los 20 y 25°C. Cuando las temperaturas son mayores de 30°C la humedad relativa de la atmósfera o contenido de vapor de agua presente en el aire tendrá que ser muy alto (más de 90%) para impedir que las plantas pierdan demasiada agua y terminen marchitándose, al incrementarse su transpiración. La sombra se puede producir con materiales de origen vegetal como hojas de palma, paja, ramas secas o con mallas plásticas especiales diseñadas para ese propósito, es importante que el material utilizado transmita una luz que sea apropiada para activar la fotosíntesis de las plantas.

Independientemente del origen de la estaca, se deben sembrar en un buen sustrato o suelo, la mayoría de especies tropicales requiere un medio ligero con buen drenaje y porosidad, lo que evita el encharcamiento o

excesos de agua que puedan causar la muerte de la estaca; igualmente, permite el fácil arranque de las plantas una vez hayan enraizado. Los siguientes sustratos son los más adecuados: arena fina de río, gravilla fina y vermiculita, para evitar problemas de plagas y enfermedades los sustratos deben ser lavados apropiadamente, si es posible esterilizados antes de usarlos y deben ser renovados una vez al año. Si su capacidad de retención de agua es baja se puede mejorar adicionando aserrín (no demasiado fresco), turba, vermiculita u otros materiales. En el caso de haber inicios de pudrimiento en las estacas será necesario aplicar algún fungicida al medio de enraizamiento.

**Siembra de las estacas en el propagador:** Las estacas ya preparadas se siembran rápidamente, los cortes deben colocarse a una profundidad de 2 a 3 cm, para asegurar que queden firmes es necesario compactar un poco el sustrato; cuando se utilizan estacas con varias hojas se debe evitar que las hojas inferiores queden en contacto con el medio de enraizamiento para evitar la pudrición.

Las estacas de madera madura deben tener 30 cm de longitud, con 10 a 14 yemas. Al sembrar la estaca, se entierran tres yemas, para obtener la emisión de raíces en los respectivos nudos enterrados y de las yemas que no son enterradas, brotarán aquellas que presenten mayor vigor, que constituirá la parte aérea de la nueva planta.

Cuando se van a obtener las estacas, se deben seleccionar ramas jóvenes que presenten crecimiento normal, no demasiados vigorosas ni muy débiles, luego de eso se cortan las estacas de la parte media de estas ramas, las estacas deben tener una longitud de cinco a diez centímetros, y con tres a cuatro yemas dejando algunas hojas y eliminando aquellas hojas bajas, que se encuentran en el área a sembrar.

**Trasplante y acondicionamiento de las estacas:** En varias especies propagadas vegetativamente se ha observado que el enraizamiento de las estacas se inicia después de dos semanas, y está lo suficientemente desarrollado después de 4 a 6 semanas (cuando las raíces miden de 1 a 2 cm). Las estacas que enraizan en tiempos más largos son débiles y no deben conservarse. El trasplante de las estacas tiene que hacerse inmediatamente después de ser removidas del medio de enraizamiento. Al sacar las estacas de su medio hay que verificar que el sistema radical tenga tres raíces como mínimo y que su distribución sea radial de lo contrario se pone en riesgo el vigor o una adecuada forma de crecimiento. El nuevo sustrato debe ser aireado y con buena fertilidad. Es

recomendable agregar tierra del sitio donde naturalmente crece la especie para así favorecer la inoculación de la microflora apropiada. Es necesario estabilizar los trasplantes adecuadamente, para lo cual los envases deben llenarse con el medio de crecimiento aproximadamente a la mitad de su capacidad, se coloca la estaca con la yema al ras del suelo y en su mayor parte dentro del medio del envase y se termina de llenar. Esto ayuda a que no queden espacios de aire en su base y a que las raíces no se dañen, lo que asegura que éstas queden bien distribuidas en el envase (sin curvaturas o enrollamientos). Cuando hay más de una yema se recomienda eliminar algunas con el fin de asegurar la formación de plantas con un solo eje y favorecer que el eje se desarrolle en forma recta.

Algunas estacas recién enraizadas se deshidratan al pasarlas directamente al medio externo, por lo que se recomienda dejar los envases unos días más en el propagador, protegiendo a éste con plástico para evitar su contaminación con el material de los envases. En el período en que las estacas se aclimatan a las condiciones ambientales que existen fuera del propagador es conveniente colocarlas primero en un ambiente sombreado y húmedo por dos o tres semanas y después exponerlas paulatinamente a condiciones decrecientes de humedad y crecientes de luz y temperatura.

### *3.1.2. Factores que afectan el enraizamiento de estacas*

Los fenómenos de la emisión radical no se desarrollan de manera aislada en el vegetal, son parte integrante del funcionamiento general de éste, de hecho "controlados" en parte por la acción integral de un cierto número de factores todavía no explicados en su totalidad. La actividad del cambium ejerce igualmente una influencia, cuanto más importante sea esta actividad, mejor será la calidad y la rapidez del enraizamiento. Parece igualmente que las yemas y las hojas sean el asiento privilegiado de una cierta forma de "memoria" que dirige a las células hacia la organización de meristemas radicales. El hecho de tomar una estaca y de separarla de la planta madre parece que suprime ciertas correlaciones y su efecto es más profundo en algunas especies.

**El origen genético:** Esta aptitud para la emisión de raíces no es fácil de determinar visualmente y sólo la experiencia permite seleccionar los pies madres que la poseen. Una regla general que en el interior de un mismo clon, las plantas que brotan en la cepa tienen una mejor aptitud para la propagación por estacas.

**Estado fisiológico:** Su importancia es grande, es la resultante de diversos componentes del metabolismo más o menos influenciados por factores exógenos. Se puede distinguir entre los principales factores que intervienen en la capacidad de producir raíces, la edad del tejido (estados de desarrollo), la regulación hormonal, las condiciones de luz y temperatura de la planta madre y del ambiente de la estaca y el estado nutricional de la planta donante; en este caso el área foliar de la planta madre influye vía fotosíntesis en una adecuada reserva nutricional de la estaca pues la iniciación de raíces requiere de metabolitos y nutrientes. En algunos casos la estaca también requiere de presencia de follaje para enraizar, pues sus reservas nutritivas no permiten la creación de nuevas estructuras, por lo tanto para este caso, las estacas deberán mantener cierto número de hojas. No se debe olvidar que también puede aumentar la transpiración, para evitar muerte por desecamiento de la estaca, las condiciones ambientales del sitio de propagación deberán ser muy bien controladas.

**Aspectos fitosanitarios:** El estado de salud de las plantas donantes y de las yemas también es importante. Hay que evitar coleccionar yemas de plantas enfermas, especialmente de bacterias, virus u hongos. Esto no solamente afecta el proceso de enraizamiento, sino que se puede expandir el problema cuando la yema se transplante al campo. En algunos casos, las yemas pueden ser tratadas con pesticidas o mojadas en una mezcla con esterilizante como hipoclorito (blanqueador).

### 3.1.3. Ventajas y desventajas

Como todos los sistemas de propagación, la propagación por estacas presenta ventajas y desventajas, dentro de las ventajas se tienen: Fácil procedimiento de propagación y rápida propagación de plantas, de una sola planta se obtienen un gran número de nuevas plantas, se requiere poco espacio para realizar la propagación, bajo costo en la propagación y su manejo, homogeneidad de las nuevas plantas obtenidas, no se presentan problemas de incompatibilidades en la propagación, conservación de las características genéticas.

Las desventajas que puede presentar este método son:

Susceptibilidad a condiciones desfavorables, especialmente en el área radicular, no es posible manejar características genéticas que permitan obtener plantas pequeñas y precoces y bajo porcentaje de prendimiento en algunas especies o variedades.

## 3.2. PROPAGACIÓN POR INJERTOS

La injertación consiste en conectar dos pedazos de tejido de dos plantas vivientes que al unirse formarán una nueva planta funcional. Es un método de propagación muy antiguo, en donde la base del injerto o planta receptora (patrón) se selecciona de plantas ya establecidas que son resistentes a condiciones desfavorables y/o enfermedades, a la cual se le une un segmento o injerto proveniente de plantas con cualidades como frutos de mejor calidad y mayor producción. La parte injertada y el área receptora forman un tejido de cicatrización, quedando perfectamente unidas e integradas, de tal manera que hay continuidad en la actividad fisiológica, reiniciándose el crecimiento y desarrollo del injerto hasta llegar a su etapa reproductiva y productiva, como si fuera un solo individuo. Es de aclarar que no hay recombinación de las características genéticas entre la planta receptora (patrón) y la injertada (copa), es decir que cada una de las partes conserva su condición genética. Es el método de propagación más utilizado en la fruticultura, porque presenta la ventaja de obtener en menor tiempo la fructificación, al injertar yemas ontogénicamente maduras sobre una planta ya desarrollada. Este método de propagación también es usado para obtener nuevas variedades, lograr estructuras vegetativas fuertes y vigorizar árboles que son de gran importancia genética y que se encuentren enfermos o dañados por insectos.

Para que la injertación tenga éxito, se debe tener en cuenta la habilidad del injertador, la afinidad y compatibilidad entre las especies a injertar e implica los siguientes componentes:

- El injerto (la copa o epibioto); la parte aérea de un árbol que formará la corona de la nueva planta; ésta contiene los brotes inactivos del árbol cuyas características deseables necesitan ser transmitidas y multiplicadas.
- El portainjerto (patrón o hipobioto); lo conforman la parte baja de un árbol, a veces incluso la parte del tallo y algunas ramas que formarán la base y el sistema de la raíz de la nueva planta, que suministra el soporte nutricional de crecimiento del injerto. Esta parte también puede contener brotes inactivos (chupones) que no deben permitirse desarrollar en la nueva planta ya que ellos no tienen las características deseadas que necesitan ser multiplicadas.
- El cambium vascular; una capa delgada de células del meristemo entre la corteza (el floema) y la madera (el xilema). Las células meristemáticas son capaces de

dividir en nuevas células que pueden diferenciar en los nuevos tejidos y órganos

- El callo (el tejido); conjunto de células no diferenciadas formadas alrededor de una herida de la planta. En el injerto, este callo se formará alrededor de la herida en la unión de la copa y el patrón. De las células del callo se desarrolla, el nuevo tejido vascular que permitirá a la copa y al patrón funcionar como una sola planta.

### 3.2.1. Consideraciones a tener en cuenta entre patrón e injerto

Una razón importante para injertar es hacer uso de la influencia de un patrón sobre una copa en lo que se refiere a resistencia a plagas y enfermedades, crecimiento o desarrollo, ciertos patrones pueden ser tolerantes o resistentes a los nematodos, patógenos, hongos, bacterias, virus, sequía o acidez. Sin embargo, los patrones también pueden afectar crecimiento, desarrollo, madurez, calidad de fruta y productividad.

Los casos de resistencia a factores que afectan el sistema de la raíz directamente son relativamente fáciles de entender. La constitución genética de algunos cultivares, variedades o las procedencias permiten supervivencia y crecimiento incluso bajo las condiciones desventajosas. Esto puede ser debido a la resistencia mecánica, inhibidores químicos, vigor, mayores capacidades de la captación, nutrientes del tejido de la raíz, etc. Estas características no desaparecen cuando se injerta una copa de una planta diferente encima del patrón ya que la información genética de este patrón no se cambia.

Hay, sin embargo, influencias que son más complejas y necesitan explicación más allá de las simples características mecánicas, éstas son las influencias del patrón en el crecimiento, productividad y calidad. Se han ofrecido varias explicaciones para estos fenómenos, pero éstas no son consistentes y parecen variar entre las especies. Una explicación común es que la conexión vascular transporta hacia arriba y hacia abajo a través de la planta, productos asimilados y almacenados, como los reguladores de crecimiento endógenos y otras sustancias (influyendo en la conducta del crecimiento, floración y fructificación). Las citoquininas normalmente se producen en las puntas de la raíz y son transportadas hacia arriba, por consiguiente se podría esperar una influencia del sistema de la raíz en la actividad de la división celular. También se ha supuesto que una unión del injerto podría producir flujo vascular ligeramente dañado que podría influir en la cantidad de agua y reguladores de crecimiento translocados, trayendo

la planta así a una situación de ligero estrés, induciendo prolífica floración. Experimentos anteriores que apoyan esta teoría ya han demostrado que mediante el uso del autoinjerto (injertando un copa hacia su propio patrón), podría lograrse un aumento en la producción de fruta (Hodgson y Cameron 1935).

Es importante anotar que la copa también puede tener una influencia en el patrón, estas influencias son a menudo indeseables, como la infección de un patrón susceptible con un virus transmitido de la copa.

### 3.2.2. Afinidad o compatibilidad

La afinidad o compatibilidad consiste en la cualidad que permite la unión de sus tejidos (prendimiento) y constituir un solo individuo, es decir la existencia de tolerancia entre un vegetal y otro cuando ambos son injertados, las afinidades se pueden clasificar así:

**Afinidades celulares:** Se presenta cuando los protoplasmas se asocian mal resultando en una soldadura imperfecta, por lo que el injerto se desliga al menor choque, en resumen la afinidad celular depende de la dimensión de los vasos y la constitución de las células.

**Afinidades fisiológicas:** Se da en dos vías, la primera con reacción al potencial de succión en el cual cada vegetal se caracteriza por un estado de equilibrio entre las potencia de absorción de las raíces y la succión de las ramas y en segundo caso por la composición de la savia ya que ciertos patrones no aceptan sustancias elaboradas por el injerto. Otras condiciones a tener en cuenta son la polaridad del injerto la cual debe ser sea respetada (extremidad distal y proximal); también el patrón e injerto deben tener similar vigor (ligeramente más débil para el patrón da todavía mejores resultados), finalmente debe haber similitud en la consistencia de los dos tejidos a unir (herbáceo, semi leñoso).

**Afinidades botánicas:** Una regla general es que los injertos son más exitosos entre más relación botánica exista entre el patrón y la copa. Como regla general, los vegetales injertados deben ser de la misma familia botánica y la afinidad es mejor entre los vegetales de la misma especie que entre dos vegetales de un mismo género. Normalmente debe haber éxito si se injerta un clon dentro de la misma planta de la cual provino el patrón, injertando en otra planta del mismo clon o injertando clones de la misma especie; sin embargo, se han observado reacciones de incompatibilidad en clones

de la misma especie. El injerto entre géneros de una familia raramente es exitoso. Injertos entre familias ha sido mostrado sólo en casos experimentales aislados y principalmente con las plantas anuales en que no puede mostrar las incompatibilidades del injerto. Cualquiera de las especies dentro del género de los cítricos normalmente puede injertarse entre ellas sin problemas. En especies amazónicas como copoazú *Theobroma grandiflorum* y cacao maraco *Theobroma maraco*, cedro con bilibil y borrojé con nuito, se han adelantado algunos ensayos sobre posibilidades de injerto entre especies sin obtener aún resultados favorables.

### Incompatibilidad

La no afinidad entre dos vegetales puede expresarse en: Falta de brote del injerto que supone la muerte del vegetal injertado, el débil porcentaje de éxito (menos del 75%) donde la aparición del callo de cicatrización que supone el éxito del injerto, pero sin el posterior desarrollo del mismo. La incompatibilidad se expresa como engrosamientos (abultamiento) en el sitio de injertación, desigual crecimiento entre las partes, disminución del vigor de la parte aérea, separación de las partes (injerto y patrón) y en casos extremos muerte de la nueva planta. La incompatibilidad se puede presentar en diferentes estados de desarrollo o edad de la nueva planta formada durante el proceso de injertación. Los síntomas de incompatibilidad no siempre aparecen inmediatamente, en algunos casos ellos pueden aparecer varias décadas después de que la unión fue formada; por ejemplo, cuando hay tormentas fuertes pueden romper el punto de la unión del injerto. Los síntomas de incompatibilidad más comunes son:

- El fracaso para formar una exitosa unión del injerto.
- La defoliación temprana de plantas caduco, declina el crecimiento vegetativo debido a la muerte descendente y en general a la mala salud de la planta.
- Muerte prematura de árboles mientras todavía están en el invernadero o después de unos pocos años.
- Las diferencias marcadas en proporción de crecimiento o vigor entre el copa y patrón; el crecimiento excesivo arriba, o debajo de la unión del injerto.
- Las diferencias entre el copa y patrón en el inicio del crecimiento vegetativo después de la dormancia o inactividad debido a sequedad o las temperaturas bajas.

Aparte de la rotura, los casos aislados de los síntomas anteriores no son indicativos de incompatibilidades. A veces, las incompatibilidades del injerto pueden ser evitadas por el uso de un interinjerto mutuamente compatible que

es una inserción entre el patrón y la copa de un tercer tejido vegetal. Este interinjerto, proporciona un puente el cual todavía permite expresar las características de copa y patrón. Este sistema es conocido en caucho como el triple injerto (patrón, tallo y copa) o doble injerto de copa, el cual ha sido utilizado con éxito en Brasil (Moraes).

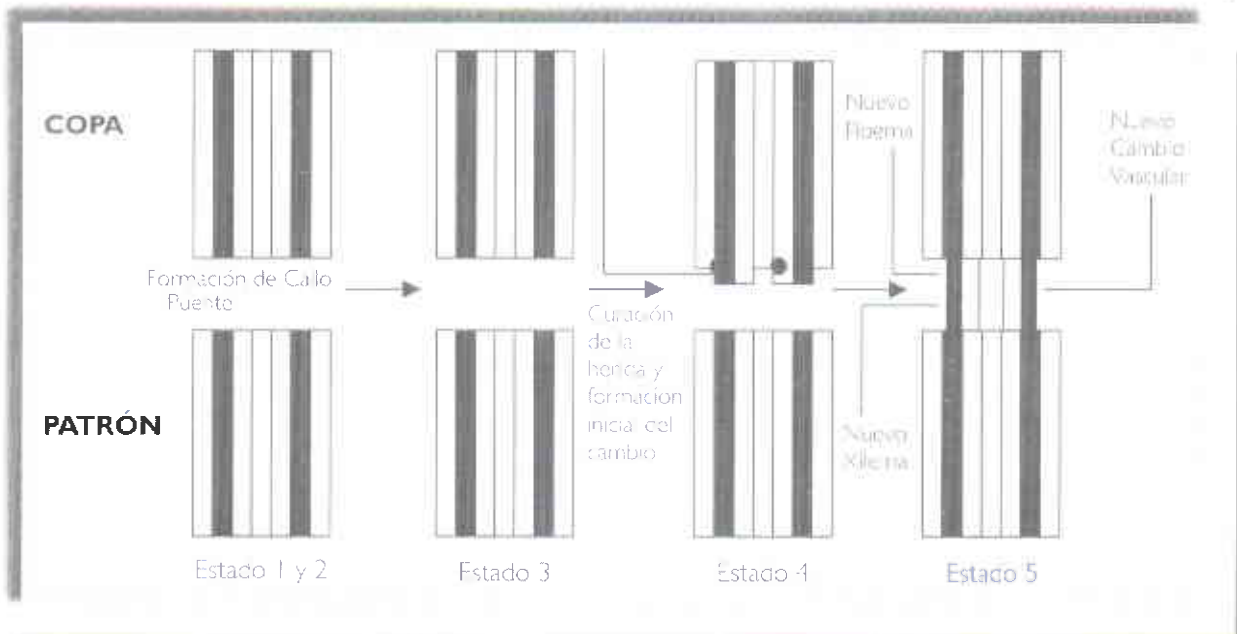
### 3.2.3. El proceso curativo del injerto

Es importante anotar que la unión del injerto es completamente hecho por la formación y diferenciación de nuevas células. Las células existentes en la copa y el portainjerto o patrón no se mueven o crecen juntas. La sucesión usual en la curación de una unión del injerto es como sigue:

- Primero hay una alineación de los cambium vascular. La persona que lleva a cabo el injerto pone el tejido fresco de la copa cortado en contacto directo con la parte fresca del patrón cortado. Es importante que las capas del cambium de ambas plantas estén en contacto directo.
- Luego viene la respuesta curativa de la herida, donde se forma un material necrosado a partir de las células dañadas de los cortes.
- Las capas no dañadas de células del cambium producen una buena cantidad de tejido parenquimatoso que forman un callo y provee de una unión mecánica entre el injerto y el portainjerto o patrón.
- Formación del cambium, ciertas células del callo se alinean con las capas del cambium de la copa y el portainjerto o patrón y así se diferencian nuevas células del cambium.
- Formación del tejido vascular. Se forman células de floema secundarios y del xilema de estas nuevas células del cambium, finalmente se establece una conexión vascular firme entre las dos plantas.

Las células recientemente formadas tienen una pared celular relativamente delgada y están indefensas contra el desecamiento, por eso la unión del injerto necesita conservar suficiente humedad. Esto normalmente se hace envolviendo y/o encerando la unión del injerto; sin embargo, también es necesario suficiente oxígeno para producir un desarrollo rápido de célula en sus muy intensivos procesos metabólicos. Hay casos en los cuales el envoltorio encerado de la unión del injerto es perjudicial posiblemente debido a la sofocación del tejido.

La temperatura ambiente afectará el proceso curativo de la herida; para la mayoría de plantas, las mejores



Esquema de formación del injerto, curación de la herida y producción del nuevo xilema, floema y cambio (Adaptado de HARTMANN et al., 1997)

temperaturas están entre 15 y 30°C pero para algunas plantas tropicales podría ser más alto, por debajo de eso, la actividad metabólica es demasiado baja para garantizar el crecimiento celular suficiente; por encima puede haber muerte celular lo que conlleva al fracaso.

La humedad alta y temperaturas que se requieren para el injerto exitoso también favorecen el crecimiento bacteriano y de hongos. Es por consiguiente indispensable el sumo cuidado y limpieza en la práctica del injerto.

La actividad fisiológica de la copa y el portainjerto o patrón puede tener una influencia en el proceso curativo de la herida. Para muchas especies tropicales de hojas perennes muchas de las cuales florecen y fructifican simultáneamente, no es aconsejable hacerlo en período seco prolongado pues induce la dormancia de las yemas, el período del inicio de las lluvias puede ser el mejor momento para injertar.

Además de estos factores que afectan el éxito del injerto, hay especies y diferencias entre clones. Algunas especies se propagan fácilmente injertando, aunque otras tienden a tener una proporción de éxito baja. Se supone que la razón puede ser la velocidad diferente y vigor de formación del callo después de la herida, o la habilidad de alinearse emparejando las formaciones celulares exactamente, en particular el retículo endoplasmático de las dos partes del injerto (Kollmann, 1992). En especies que forman rápidamente el callo de la herida, las células recientemente formadas son protegidas del desecamiento y así sobreviven mejor que en plantas en que la formación del callo es lenta y pobre. Las incompatibilidades del tejido también puede ser una causa del pobre éxito del injerto.

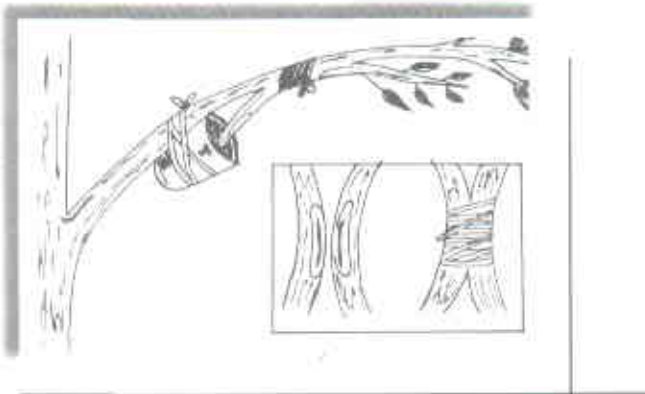
### 3.2.4. Tipos de injerto

Los injertos se pueden clasificar por el tipo y forma de unión de los tejidos

Tipo de injerto	
<b>Aproximación.</b> Unión sin separación de dos tallos	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Aproximación en placa.</li> </ul>
<b>Ramas separadas</b> <ul style="list-style-type: none"> <li>• <b>Hendidura.</b> Injerto de una rama sobre una incisión terminal o lateral de un tallo.</li> <li>• <b>Incrustación.</b> Injerto de un tallo sobre otro.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Púa terminal o lateral.</li> <li>• Corona.</li> <li>• Empalme o inglés.</li> </ul>
<b>Yemas.</b> Injerto de una yema en la corteza de un tallo.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Ventana o parche.</li> <li>• T o escudete.</li> </ul>

### Injerto de aproximación

Esta es una forma de injerto particularmente conveniente para las combinaciones difíciles. Ambos, copa y patrón, siguen siendo plantas intactas hasta estar seguros que la unión del injerto funcionó, así se permite a las dos plantas seguir usando su propios sistemas vasculares para la asimilación y captación de agua.



Injerto de aproximación

### Injerto de ramas separadas

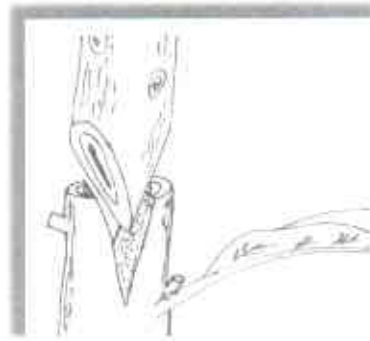
#### Injerto por hendidura de púas terminales

Este es uno de los injertos más antiguos y comúnmente usado, es simple y normalmente exitoso, se adapta de modo especial para injertar de copa los árboles, ya sea en el tronco de un árbol pequeño o en las ramas principales de un árbol más grande, el injerto terminal puede usarse con copas y patrones del mismo diámetro o con copas considerablemente más delgadas que el patrón (púas). Puede tener tres variantes 1) una semihendidura del patrón donde se coloca sólo una púa o una copa, 2) una hendidura completa donde se coloca sólo una púa o copa y 3) una hendidura completa donde se colocan dos púas o copas a cada lado de la hendidura.

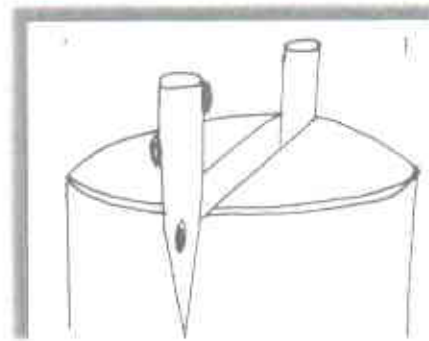
Pasos para seguir:

- Se prepara el patrón cortando la parte terminal dejando un tocón.
- En el tocón del patrón se hace un corte o hendidura hasta una profundidad de varios centímetros; se debe buscar que la hendidura sea uniforme.
- La púa se prepara haciendo un corte en bisel para formar una cuña que va adelgazándose gradualmente.
- La cara exterior de la cuña debe ser ligeramente más gruesa que la interior.
- La hendidura del patrón se mantiene abierta para insertar las púas.

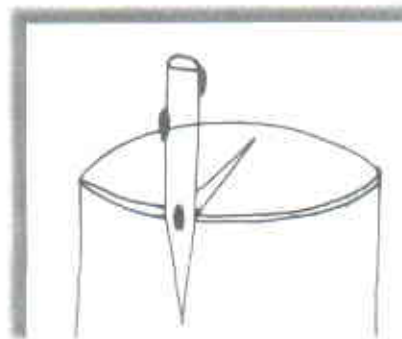
- Se insertan una o dos púas en la hendidura, si son dos se coloca una en cada extremo de la hendidura. Las púas deben de colocarse con todo cuidado para que coincidan las capas de cambium del patrón y las púas.
- Una vez que se han colocado apropiadamente las púas, se cubre completamente la unión con cera de injertar, incluyendo las puntas de las púas.



Púa terminal



Hendidura doble



Hendidura sencilla

### Injertos de corona

No se debe hablar propiamente de un injerto de multiplicación sino más bien un sobreinjerto destinado

a modificar una producción existente. Se usa mucho en árboles de madera suave.

Pasos para seguir:

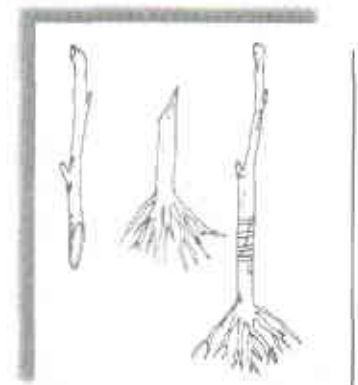
- En el tocón del patrón se hace un corte vertical en la corteza hasta la madera, de 2.5 a 5 cm de largo. Se separa ligeramente la corteza de la madera.
- La púa se prepara, en un lado se hace un corte largo en bisel con un hombro y un corte más pequeño en el lado opuesto.
- Las púas se insertan, empujándolas hacia abajo entre la corteza previamente despegada y la madera justamente debajo de cada corte.
- Luego la unión del injerto, se cubre completamente cubriendo el tocón injertado y las puntas de las púas.



Injerto de copa

### **Injerto empalme o inglés simple**

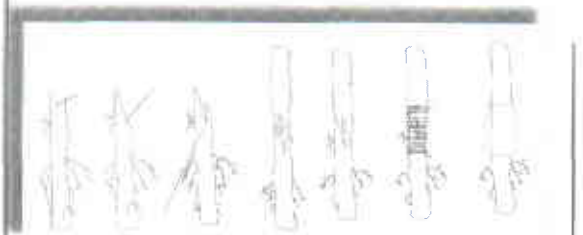
Utilizado muy corrientemente por su rapidez de ejecución (de 90 a 120 injertos a la hora). Al patrón se le corta la parte terminal y después se hace un corte en bisel plano (cuanto más alargado este bisel, mayores serán las superficies en contacto y mayor será el éxito). Para la copa se prepara una púa, haciendo un corte a un solo lado en forma de bisel plano cuyas dimensiones serán parecidas a las del patrón, esta cuña puede tener tres yemas. Uno y otro se colocan cara a cara haciendo coincidir las capas del cambium, cuidando que no se resbalen cuando se unan las dos piezas. Si la púa injertada es de un diámetro inferior al del patrón, conviene hacer coincidir muy bien los cambiums de los dos tejidos. El injerto así acoplado se une enseguida fuertemente, utilizándose frecuentemente una cinta de caucho. Una masilla en frío o una parafina fundida protegerán el punto de injerto. Dependiendo del vegetal injertado, sólo será protegido el punto de injerto o será empapada en la parafina hasta el cuello.



Injerto simple

### **Injerto empalme o inglés con lengüeta**

Una versión más segura de injerto es el injerto con lengüeta. Esta técnica es un poco más lenta de realizar, pero presenta la ventaja de poder prescindir de ligadura ya que no hay peligro que ambos tejidos cortados se resbalen, ya que se mantienen bien encajados solos en el lugar. La púa y el patrón se preparan como anteriormente se describió en el injerto de empalme simple, pero en este caso los cortes en bisel no son planos, sino que tienen un corte adicional o una hendidura de algunos centímetros dejando para ello una lengüeta en el tercio superior de cada uno de los biseles (copa y patrón). Las dos partes enseguida se encajan trabando las lengüetas y haciendo corresponder los cambium. El método requiere el material suave y se usa a menudo con plantas jóvenes con poca lignificación.



Injerto con lengüeta

### **Injerto de yema**

El método de injerto en yema es utilizado en operaciones de propagación en las que se maneja un gran número de plantas y en las que la rapidez y la baja mortalidad son esenciales, casi siempre se prefiere injertar de yema sobre patrones seleccionados. Por lo general, la práctica del injerto de yema se confina a las plantas jóvenes o a las ramas más delgadas de plantas grandes en las que las yemas puedan insertarse en ramas pequeñas.

de desarrollo vigoroso que tienen de 0.5 a 2.5 cm de diámetro. El sobre injerto de árboles jóvenes por medio de yemas tiene bastante éxito.

El injerto de yema puede producir una unión más fuerte, especialmente durante los primeros años, que la lograda con injerto de otro tipo, de modo que es menos probable que las ramas sean arrancadas por vientos fuertes. Con el injerto de yema se hace un uso más económico de la madera de púas que en los otros tipos de injerto, ya que cada yema es potencialmente capaz de producir una nueva planta de la variedad deseada. Esto puede ser de mucha importancia cuando la madera de propagación es escasa. Además las técnicas del injerto de yema son bastantes sencillas y puede fácilmente ejecutarlas el aficionado.

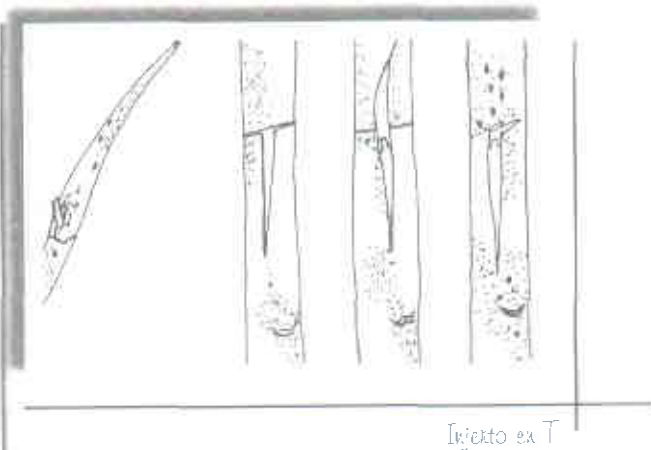
**Patrones para el injerto de yema:** Para propagar mediante injerto de yema las diversas especies frutales, se usa una planta patrón, la cual deberá tener las características deseadas de vigor, hábito de crecimiento y resistencia a las enfermedades y ser *ae fáci* propagación. Estas plantas patrones son plantas procedentes de semilla.

**Época para el injerto de yema:** La mayoría de los métodos para injertar de yema se practican en las estaciones del año en que la planta patrón se encuentra en crecimiento activo y en que las células cambiales están en *división activa*, de modo que la corteza se separe fácilmente de la madera.

### **Injerto de yema en T**

Es el método más común de los métodos de injerto de yema, su uso está delimitado generalmente a patrones que tienen de 0.5 a 2.5 cm de diámetro, con corteza que se separa fácilmente de la madera, si la corteza está tan adherida a la madera que se tenga que forzar para separarlas, la probabilidad de que prenda el injerto de yema es más bien escasa. En general este método adecuadamente reaizado da buenos resultados.

Las varetas de los injertos o copas se recogen poco tiempo antes del injerto. Inmediatamente deshojadas, son conservadas en un lugar fresco y húmedo (cámara fría) hasta el momento del injerto. En el momento del injerto, se realiza sobre el portainjerto o patrón un corte en la corteza en forma de "T" y después se separa con la ayuda de una espátula. La yema se obtiene de la vareta con una porción de corteza procurando no conservar parte leñosa, ya que esto impedirá el contacto entre los cambium y el éxito del injerto sería menor.



Injerto en T

La yema se inserta rápidamente bajo la corteza previamente levantada del patrón: se coloca en medio de la hendidura longitudinal y los rebordes cortados de la corteza son entonces suprimidos. La yema se protege de la desecación y los tejidos se mantienen en contacto estrecho mediante una atadura con una banda de celofán húmedo que rodea en espirales regulares, la yema durante su desarrollo perforará, sin problemas, estas protecciones. En algunas regiones bastantes húmedas donde se teme menos un desecamiento, se utilizan también bandas de caucho.

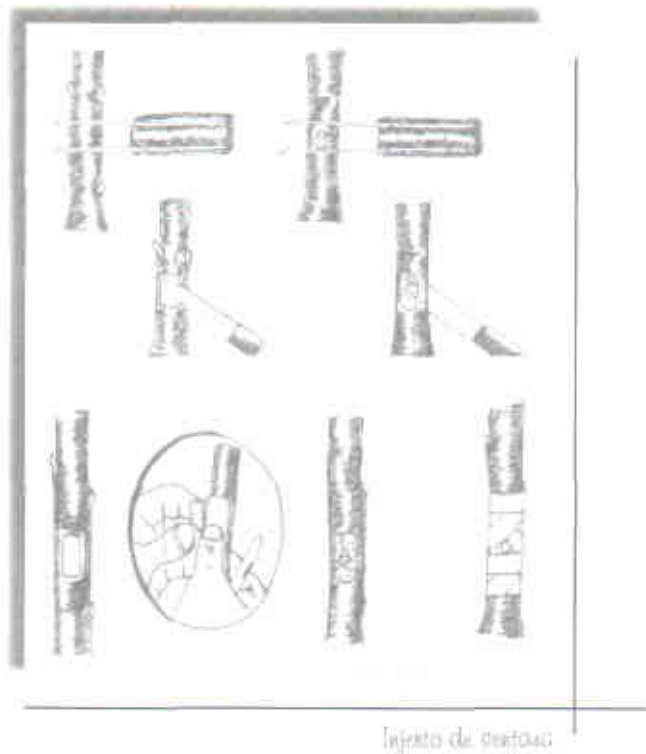
Algunos viveristas tienden a mantener bajo la yema, una porción de pecíolo, porque éste les permite verificar el funcionamiento del injerto: a las tres semanas o al mes, si el pecíolo cae cuando se le toca, el injerto ha salido adelante, en el caso contrario, ha sido un fracaso. Este fenómeno se explica por la formación de una sustancia de crecimiento natural por la planta: el ácido abscísico que estimula la abscisión de las hojas; si esta sustancia es elaborada por la yema, es signo claro de que ésta no está seca. Los injertos habrán pegado a partir del brote de la yema, si el injerto funciona, la yema va a poder desarrollarse.

### **Injerto de yema en T invertida**

En lugares donde llueve mucho, el agua que se escurra en los tallos del patrón en ocasiones entra en el corte en T, remoja debajo de la corteza y ocasiona que se pudra el escudete, en esas condiciones, un corte en T invertida puede dar excelentes resultados, ya que se presta más para que escurra el exceso del agua.

### **Injerto de ventana o parche**

Este es un método ampliamente usado para los árboles tropicales con corteza espesa, como el árbol de caucho. Puede usarse en plantas con 10 cm de diámetro. El injerto de parche requiere que la corteza, tanto del patrón como de la yema desprenda con facilidad. Con



esta técnica un pedazo o un parche rectangular de corteza se saca del patrón, normalmente con un cuchillo especial que tiene dos cuchillas paralelas separadas 2 a 3 cm, luego es extraído de la copa un parche o un pedazo de corteza que incluye una yema (del mismo tamaño del área que se sacó del patrón); este parche es colocado en forma muy alineada en el espacio que quedó en el patrón. Esta unión es protegida con cinta de injertar tapando todas las áreas cortadas de la unión, pero dejando libre la yema.

### 3.2.5. Ventajas

- Se utiliza para obtener un árbol de una procedencia mejorada al ser injertado como copa sobre un patrón de una variedad no mejorada como sucede en el caucho, o para obtener un árbol que combina las características buenas de una planta en la copa y otra planta en el patrón. A menudo, un cultivar deseable no posee una característica que otro cultivar o procedencia pueden tener. Por ejemplo, algunos clones de cítricos son tolerantes o resistentes a la sequía, condiciones salinas o patógenos del suelo, pero no tienen la calidad de fruta. En algunas especies, sobre todo el cítrico, el patrón también tiene influencia sobre la calidad de la fruta. Otra influencia importante comercialmente del patrón es el vigor de la planta. El injerto de material mejorado de la copa hacia estos árboles establecidos pueden ser económicamente beneficiosos.

- Para disminuir el tiempo a la madurez: injertar una copa madura en un patrón vigoroso joven tiene el mismo efecto y es a menudo más exitoso que sembrar estacas maduras. El principio básico detrás de este fenómeno es que un sistema de la raíz fuerte ya está desarrollado y la energía de la planta puede utilizarse en la floración y producción de fruta. Por eso se utiliza el injerto para disminuir la cantidad de tiempo que un árbol necesita lograr la madurez (florece y fructifica). Y para eliminar barreras de no fructificación o poca fructificación bajo un clima. Otra posibilidad, especialmente interesante para agricultores con parcelas muy pequeñas, es el hecho que pudieran obtenerse variedades tempranas y tardías de un mismo árbol.
- En plantas dioicas, como la uva caimaron, *Pouroma* sp.: borojó, *Borojoa patinoi*; inchi, *Caryodendron orinocensis*, que tienen flores machos y hembras en árboles separados, se presenta un problema para los productores, cuando hay árbol hembra en una proporción desventajosa con respecto a los árboles machos. Un árbol macho improductivo puede cambiarse a un árbol hembra injertando la copa de una planta de la madre hembra en el tallo del patrón masculino. Igualmente si no hay bastantes polinizadores disponibles (e.g después de que se tumbaron los árboles masculinos improductivos), una copa de un árbol masculino puede insertarse en la corona de un árbol hembra.
- En árboles de valor que han sufrido daño severo causado por animales o sequedad y que valen la pena salvar, se puede reparar el daño en ciertas partes de un árbol como raíces o tronco, utilizando los injertos de puente, los cuales pueden restablecer la circulación de savia. También se puede usar para renovar plantaciones de árboles más viejos, injertando material joven de otro árbol, evitando así iniciar la siembra de nuevos huertos.
- El injerto se usa para descubrir enfermedades virales en algunas especies importantes comercialmente (por ejemplo cítricos), las enfermedades virales son serios problemas. Por eso si hay duda sobre si un árbol está enfermo, un brote prueba de esa planta puede insertarse en un indicador 'limpio, muy susceptible'. Esta planta mostrará los síntomas y así se pueden prevenir la expansión del virus.
- Para adaptación de materiales que tienen limitaciones de crecer en suelos ácidos y calcáreos, poco aireados, secos, salinos. También para adaptar plantas a resistencia a frío y enfermedades del suelo.
- Para adaptar árboles a formas de cultivo, como capacidad de ramificación, enanismo, para muchas especies de fruta, empequeñeciendo los patrones se han desarrollado.

### 3.2.6. Desventajas

Tiene algunas desventajas como:

- La disminución de longevidad de árboles.
- El riesgo de transmisión de enfermedades virales, bacterianas por medio de instrumentos de injertación o por el material utilizado.
- El incremento en los costos de producción, ya que son métodos más costosos que las estacas.

### 3.3. PROPAGACIÓN POR ACODOS

El principio del acodo es el de colocar una parte del vegetal en condiciones favorables para que emita y desarrolle raíces, es un método fácil, sencillo y seguro de propagación, con el cual se estimula la emisión de raíces en ramas o brotes antes de separarlas de la planta madre. Las raíces que se producen en un acodo tienen el mismo origen que las provenientes de las estacas: Se formarán ya sea a partir de meristemas existentes, donde va a tener lugar una actividad inicial y a continuación una dediferenciación celular que conducirá a una reorganización o a partir de los islotes meristemáticos, donde las células se van a diferenciar y dar nacimiento a un meristemo radical y entonces las raíces se podrán desarrollar. Los acodos aéreos se desprenden después de la formación del callo y se enraízan en camas. Aunque existen diversas maneras de realizar el acodo, los más importantes y utilizados son: acodo aéreo, acodo de punta, acodo subterráneo y acodo de cepa. La utilización conjunta de las auxinas, así como la evolución de las técnicas de estacas, han hecho perder el interés en el acodo.

#### 3.3.1. Procedimiento

Pueden hacerse acodo casi con cualquier planta leñosa y pueden ser un método excelente para propagar números pequeños de árboles individuales. Para ello se utilizan retoños relativamente jóvenes, vigorosos y bastante leñosos para resistir el tratamiento.

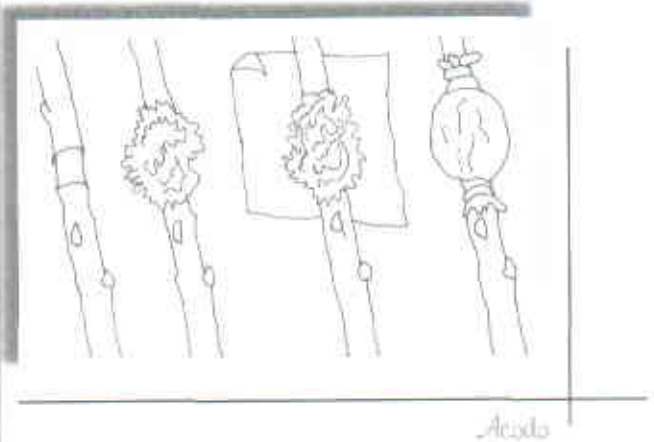
**Corte:** El lugar donde se hace el anillo para el acodo debe tener una longitud entre 20 y 60 cm a partir de la punta de la rama, para evitar en el futuro retoños enraizados largos que pueden tener dificultades de establecimiento: en el área seleccionada, se retira la corteza en un anillo completo de aproximadamente 1-5 cm, para provocar allí una acumulación de hormonas que promueven el enraizamiento, es importante quitar una buena área de

anillo, para impedir al callo cerrar la herida, hay que cuidar de no hacer un daño excesivo al retoño al cortar la corteza ya que se puede interrumpir el suministro de agua, el suministro de nutrientes a la punta y también se aumenta el riesgo de rotura del retoño. Se pueden aplicar sustancias que promueven el enraizamiento como auxina en polvo, sola o mezclada con un fungicida si es necesario.

**Sustrato:** Un adecuado sustrato enraizador debe ser ligero en el peso, poroso para permitir el suficiente intercambio de oxígeno alrededor de la herida, pero con una capacidad de retención de agua alta; el musgo, la fibra de coco, el asemín, la vermiculita o las mezclas de tierra con cualquiera de estos sustratos han demostrado ser convenientes. Un poco de tierra de debajo los árboles establecidos puede agregarse al sustrato para ayudar en el proceso de enraizamiento, sobre todo para especies que requieren el microsymbionts. Dos manojos de un adecuado sustrato enraizador se aplican alrededor de la herida. Este sustrato se sostiene adherido a la herida con un plástico y se envuelve en la lámina de aluminio para conservar la humedad y prevenir el excesivo calor.

Para mejorar la proporción de supervivencia del acodo enraizado, se podan o cortan completamente las raíces del retoño unos días antes del corte del acodo. A la cosecha, los acodos deben ponerse inmediatamente en un recipiente con el agua y entonces sembradas en condiciones de luz apropiada, y medio nutritivo, bajo la sombra, preferentemente bajo las condiciones húmedas.

Las especies que normalmente se propagan por el acodo aéreo son *Mangifera indica*, *Ficus* spp., *Citrus auriculiformis* y *Persea americana*. Es un método que es muy apropiado para los ambientes húmedos, pero con cuidado, también puede tener el éxito en los climas más secos. La humedad suficiente es la llave al éxito y las capas



de sustrato deben ser inspeccionadas regularmente y humedecidas cuando sea necesario.

### 3.3.2. Tipos de acodo

**Acodo aéreo:** Para lograr la emisión de raíces se hacen cortes transversales en la corteza de la rama o brote, sitio en donde se acumula la mayor cantidad de carbohidratos y hormonas, ya que no pueden translocarse a los sitios más bajos de la planta por interrupción del paso de los mismos, lo que no afecta la sobrevivencia de la misma. La emisión de raíces se pueden estimular con la aplicación de reguladores de crecimiento u hormonas. Los pasos a seguir son:

- Seleccionar una rama joven, preferiblemente de un (1) año de edad.
- Eliminar las hojas que se encuentren en donde se va a realizar el acodo.
- Realizar una incisión transversalmente en forma anular de uno a dos centímetros (1 a 2 cm) de ancho.
- Levantar y remover totalmente la corteza, formando un anillo completo.
- Aplicar en la parte superior de la incisión o anillo, producto hormonal en polvo.
- Cubrir el corte o anillo con un material o sustrato de tenga alta capacidad de retención de humedad (musgo, suelo franco arcilloso), formando una masa uniforme y compacta alrededor del mismo.
- Envolver el sustrato con polietileno (plástico negro o blanco), papel aluminio u otro material que permita conservar la humedad y no se deteriore por el manipuleo y medio ambiente.
- Amarrazar muy bien los extremos de la envoltura del sustrato
- Aplicar riego periódicamente con una jeringa.
- Revisar la formación de raíces
- Cuando haya buena emisión y desarrollo de raíces, cortar la rama después del corte anular, sin ocasionar daño a las nuevas raíces.
- Sembrar la nueva planta en bolsa y llevar a vivero.
- Cuando la planta obtenga un buen desarrollo físico y no presente problemas fitosanitarios, se lleva a sitio definitivo.

**Acodo de punta:** Se emplea en algunos frutales no arbóreos de tipo matorral como la mora, que se caracterizan por emitir brotes o ramas tiernas desde el suelo o en ramas maduras. Estas ramas jóvenes no producen frutos durante su primer año de vida, sino que se alargan, alcanzando longitudes mayores de un metro (1 m), que por ser delgadas tienden a doblarse y hacer

contacto con el suelo, razón por la cual su extremo o ápice se arquea, momento en el cual se puede realizar el acodo de punta.

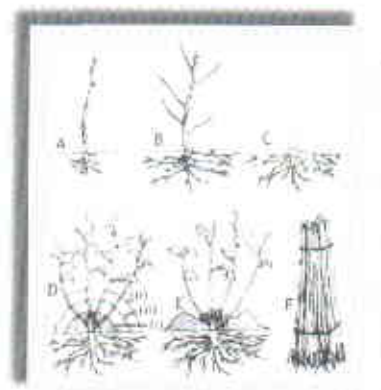
El acodo de punta consiste en enterrar el extremo o ápice de la rama joven en un agujero o zanja de cinco a diez centímetros (5 a 10 cm) de profundidad que se hace en el suelo que está en contacto con dicha rama.

Aproximadamente al mes, de dicha punta emerge una pequeña planta, vigorosa y fuerte originada del extremo o ápice enterrado y en la base de la parte arqueada, se pueden observar un sistema radicular bien desarrollado.

La nueva planta obtenida, se separa de la planta madre con un corte que se realiza entre 30 y 40 cm arriba del sistema radicular formado.

**Acodo subterráneo:** Se realiza en aquellas especies que sus ramas son largas y flexibles como frutales, ortiga, tintonia y consiste en enterrar parte la rama, manteniendo su extremo libre; a la parte que se va a enterrar se le puede realizar incisiones y aplicar reguladores de crecimiento, con el fin de estimular la emisión de raíces. En algunas ocasiones, una vez formada la nueva planta, para permitir la formación de una planta vigorosa, no se separa de la planta madre, quien le aporta los nutrientes necesarios para su crecimiento y desarrollo. Esto se practica en el cultivo de vid o uva, para el reemplazo de plantas dañadas o baja producción.

**Acodo de cepa:** Esta clase de propagación, es empleado en la fruticultura para la obtención de patrones para injertación, por lo que se debe ser exigente en aspectos como material parental elite de excelente calidad y sanidad, suelo de adecuadas propiedades físicas y químicas, y adecuada aplicación de la técnica.



Acodo de cepa

### 3.3.3. Ventajas

- No hay pérdidas de material vegetal por falta de prendimiento, ya que mientras no haya emisión de raíces el retoño no se separa de la planta.
- Como todos los métodos de multiplicación vegetativa, el acodo asegura una transmisión fiel de los caracteres de familia.
- Es muy utilizado hace ya algún tiempo, el acodo se reservaba para los vegetales leñosos cuyo brote por estacas es arriesgado o para casos donde se necesitan pequeñas cantidades.
- En nuestros días este método está reservado a ciertos vegetales de adorno en sus lugares de origen (Ficus) así como a ciertas especies frutales, de modo mecanizado.
- Se pueden obviar incompatibilidades que se presentan con los injertos.

### 3.3.4. Desventajas

- Los inconvenientes del acodo, incumben a la débil productividad de las plantas madres.
- La duración del enraizamiento a veces demasiado larga.
- Hay una ocupación significativa del terreno demasiado en relación con los rendimientos.
- Los tiempos de trabajo con frecuencia son muy importantes, hacen que los acodos tengan, en general, muchas dificultades para ser económicamente competitivos, excepción hecha de algunos casos particulares.

## 3.4. OTROS TIPOS DE PROPAGACIÓN VEGETATIVA

Existen varios métodos de propagación vegetativa y para definir cuál hay que aplicar en determinada especie, se debe conocer adecuadamente su morfología y alguna forma natural de propagación vegetativa en la misma. Los métodos de propagación vegetativa más utilizados son:

### 3.4.1. Propagación vegetativa por tallos

#### Estolones

Constan de secciones relativamente largas y delgadas de tallos aéreos horizontales con entrenudos largos y cortos atermados que generan raíces adventicias. La separación de estos segmentos enraizados permite el desarrollo de

plantas hijas. La fresa es un ejemplo de las especies que comúnmente presentan este tipo de propagación. Ejemplos de estos son los pastos del género *Brachiaria*.

#### Rizomas

Se generan a partir del crecimiento horizontal de un tallo subterráneo, por lo general más robusto que el que da origen a un estolón. Las viejas porciones se degradan y se separan en fragmentos que deberán enraizar de manera independiente. Este tallo subterráneo presenta hojas escamosas en las axilas, donde se pueden generar yemas axilares, además de presentar raíces adventicias. Una vez formado el vástago principal se da un crecimiento continuo. Cada estación de crecimiento presenta un crecimiento simpodial por medio de la yema axilar o monopodial por medio de la yema terminal. El rizoma funciona como órgano de almacenamiento de reservas. De esta manera se propagan especies de importancia económica, tales como el bambú, la caña de azúcar, el plátano, así como algunos pastos.

#### Tubérculos

Son estructuras gruesas, suculentas, que actúan también como estructuras de reserva. Se forman en el extremo de tallos subterráneos delgados. Un ejemplo muy conocido lo constituye la papa, también la batata y el ñame. Los tubérculos presentan en su superficie nudos con hojas escamosas, arreglados de manera espiral y cada uno de ellos consta de una o más yemas pequeñas. Cuando se inicia el crecimiento del vástago principal las raíces adventicias se desarrollan en la base del tubérculo y las yemas horizontales se alargan y producen tallos etiolados en forma de estolones. A partir de los tubérculos que han formado ramas horizontales se forman tubérculos nuevos.

Los tubérculos y los rizomas son muy semejantes y en algunos casos es casi imposible distinguirlos. Sin embargo, una característica distintiva de un rizoma verdadero es que presenta un grosor uniforme en toda su longitud, sobre la cual crecen raíces adventicias, las cuales no existen en los nudos de los tubérculos. Otra diferencia entre estas estructuras consiste en que el rizoma formará el vástago principal de la nueva planta, mientras que el tubérculo forma ramas laterales.

#### Brotos

Se definen como ramas o tallos que desarrollan raíces adventicias sin que sean independientes de la planta progenitora. Se desarrollan en las axilas de las hojas escamosas o de las yemas adventicias sobre las raíces. En

la piña comestible los brotes se desarrollan en las axilas de las hojas inferiores que son cubiertas por el suelo.

### 3.4.2. Propagación vegetativa por yemas

A partir de la producción de las yemas axilares con orientación vertical en los tallos de algunas plantas y de su posterior desprendimiento y caída al suelo, se producen estructuras de propagación vegetativa tales como los bulbos que se presentan en la cebolla, el tulipán y el lirio o los cormos del gladiolo y el azafrán. Ambas estructuras, una vez liberadas, se establecen de manera subterránea pero forman ramas que dan lugar a nuevas plantas.

#### Cormos

Se forman en las yemas de las axilas de las hojas de un tallo robusto y succulento que proporciona los nutrientes necesarios para la nueva estructura, la cual se desprenderá del progenitor y se desarrollará subterráneamente como un tallo corto, erecto y sólido con nudos y entrenudos. Los cormos tienen forma de esferas aplanadas dorsoventralmente, como los del gladiolo y el azafrán. Están envueltos en delgadas hojas escamosas que los protegen del daño físico y de la pérdida de agua, pero que no funcionan como estructuras de almacenamiento, a diferencia de las escamas de los bulbos. Cuando se desprenden las escamas marcan círculos alrededor del corno. Éste desarrolla raíces adventicias ventrales o basales. El ápice del corno es un vástago terminal que se desarrollará en las hojas y en un vástago floral terminado por una inflorescencia y en cada uno de los nudos se producen las yemas axilares. El corno se multiplica ramificándose simpódicamente, y si se corta un corno, manteniendo una yema en cada sección, cada uno de estos segmentos desarrollará un corno nuevo.

#### Cormelos

Sobre el extremo inferior del corno se producen pequeñas estructuras semejantes a los estolones conocidos como cormelos. La muerte del corno parental permitirá la separación de los cormos hijos, los cuales pueden ser almacenados durante el invierno y plantados durante la temporada favorable para el crecimiento.

#### Bulbos

Se desarrollan sobre tallos cortos y engrosados, a partir de yemas axilares de hojas carnosas. De éstas obtienen elementos de reserva, a diferencia de los cormos que las obtienen a partir del tallo, lo cual les permite producir rápidamente raíces adventicias. Se desarrollan subterráneamente en forma de tallos carnosos, cubiertos

con hojas engrosadas a manera de escamas que funcionan como órganos de reserva.

Es posible que se produzca más de un bulbo a partir de cada yema. En algunos casos se desarrollan masas de bulbos en el extremo del tallo cada uno de ellos llamados bulbillos, los cuales pueden ser dispersados lejos del bulbo parental. En el centro de los bulbos existe un meristemo vegetativo o un vástago floral.

Por su consistencia existen dos tipos de bulbos: 1) los tunicados, que están cubiertos por escamas secas y membranosas que protegen al bulbo y le dan una estructura más o menos sólida. A esta clase pertenecen la cebolla y el tulipán; 2) los no tunicados, que no presentan la cubierta seca y sus escamas están separadas y unidas a la placa basal. Este tipo de bulbos se daña fácilmente por lo que deben ser manejados con cuidado.

#### Pseudobulbos

Esta estructura vegetativa se da en la familia de las orquídeas. Son crecimientos tuberosos del tallo completo o de parte de éste o de las ramas. En las axilas de las escamas de la base de los pseudobulbos se forman 1) vástagos nuevos o pseudobulbos en serie que conectan segmentos del tallo pseudobulbo y 2) producción de nuevas plantas en el margen de la hoja, como en la planta millonaria.

#### Chupones

Son estructuras que se forman en las axilas de las hojas escamosas de los tallos subterráneos y de los rizomas, o de las yemas adventicias de las raíces. El chupón forma vanos entrenudos cortos; después de formar uno o más nudos desarrolla raíces adventicias y puede formar una nueva planta. El plátano y el bambú forman chupones.

### 3.4.3. Propagación vegetativa por raíces

Una forma extensa de propagación de las plantas se da mediante numerosos brotes que crecen de sus raíces horizontales. Tales brotes se forman sólo si la raíz es dañada, entonces los brotes se diferencian en un tejido calloso. Las raíces carnosas y aglomeradas de los camotes, las dalias y las peonías son también un medio de propagación vegetativa.

### 3.4.4. Propagación vegetativa por hojas

Este tipo de propagación no es tan frecuente en la naturaleza como los dos anteriores. Sin embargo, es

posible encontrarlo en las hojas de algunos helechos, que forman una especie de acodadura al entrar en contacto con el suelo; en otras especies, entre las que se encuentran las violetas africanas, se forman nuevos individuos a partir de las hojas que se desprenden y caen al suelo y que posteriormente desarrollan raíces adventicias.

#### ***3.4.5. Propagación vegetativa por estructuras florales***

En algunas plantas los meristemas apicales que normalmente se desarrollarían como flores se convierten en yemas vegetativas asociadas con raíces adventicias. Estas estructuras crecerán independientemente al ser

liberadas de la planta progenitora. La producción de yemas vegetativas en lugar de flores se conoce como proliferación o falsa viviparidad.

Los *bulbilos* son yemas axilares de consistencia carnosa que almacenan reservas. En algunas especies de cebolla los bulbilos se forman en lugar de las flores, mientras que en algunas especies de agave las inflorescencias son reemplazadas por cientos de bulbilos. El nombre de estas estructuras de propagación vegetativa se debe a que visualmente se parecen a los bulbos, pero su color es verde; cuando están sobre la planta progenitora carecen de raíces adventicias, las cuales se desarrollan cuando los bulbilos son liberados.

## 4. EL CULTIVO *IN VITRO* DE TEJIDOS VEGETALES

**S**i bien las especies tropicales amazónicas (maderas, frutas, subproductos de uso industrial) son la opción más viable para el desarrollo regional, también es cierto que la investigación dista mucho de las actuales demandas. Las especies de interés son de ciclo largo, es común la estacionalidad de la producción semilla sexual, su reproducción es lenta y en el caso vegetativo es difícil, muchas presentan condiciones dioicas y en algunas especies de interés local como el plátano se presentan problemas serios de sanidad que impiden la oferta de material sano.

Establecer programas clásicos de mejoramiento implicarían largos períodos de tiempo sin que se le dé solución de fondo a estos problemas. El cultivo de tejidos es una de las técnicas prácticamente de dominio público y que frente a esta problemática tendría costos relativamente bajos. El cultivo de tejidos es ampliamente utilizado para la producción de plantas ornamentales y con enorme potencial en plantas tropicales como la yuca, la palma de aceite, el plátano, la papaya, etc. Y últimamente países como Brasil y Perú vienen incursionando con maderables y especies nativas amazónicas de uso múltiple como cocoazú, palo de rosa, camu camu, etc.

El cultivo de tejidos consiste en aislar una porción de la planta, a la cual se le llamará explante o propágulo, y proporcionarle artificialmente en un laboratorio, las condiciones físicas y químicas que requiera, para que las células expresen su potencial intrínseco. Para ello se requiere ante todo de procedimientos de asepsia para mantenerlos libres de contaminación microbiana. Los principios en los que se fundamenta la aplicabilidad de la técnica son el de totipotencialidad y regulación hormonal, que explican con mayor fundamento los modelos biológicos de morfogénesis *in vitro*.

Hoy en día esta técnica es de amplia aplicación principalmente en la investigación del proceso de diferenciación celular. La aplicación del concepto puede ser variable en términos de capacidad y de complejidad, dependiendo de los objetivos que se persigan, es decir,

se puede establecer un laboratorio de cultivos para investigación básica (procesos bioquímicos y morfológicos asociados a la diferenciación celular), para investigación aplicada y desarrollo de tecnologías (propagación clonal y mejoramiento genético) o para producción comercial de material vegetativo de una especie en particular. Si bien los primeros son más pequeños y se requiere de mayor especialización en personal y equipos, los últimos son de mayor tamaño pero no requieren de equipos sofisticados ni de personal altamente especializado.

La aplicación de los resultados de la experimentación en cultivo de tejidos tiene su mayor expresión en la micropropagación, entendiéndose ésta como la multiplicación masiva de un explante con potencial de diferenciarse en condiciones favorables (balance hormonal apropiado y ambiente físicoquímico controlado) regenerando nuevos individuos similares al donante del explante. Sin embargo, también son ampliamente aplicados en procesos de mejoramiento genético, obtención de plantas madres libres de virus y patógenos y conservación de germoplasma.

CORPOICA en el C.I. Macagual ha hecho pruebas exploratorias en camu camu, chontaduro, caña y huagra chondur; a nivel de semiescalamiento con plátano.

### 4.1. MICROPROPAGACIÓN

La técnica micropropagación *in vitro* de plantas está siendo empleado eficientemente en muchos cultivos hortícolas ornamentales y recientemente en especies leñosas. Cuando ya se tiene establecido el protocolo de laboratorio, ésta presenta con relación a los métodos convencionales anteriormente expuestos importantes ventajas como: incremento acelerado del número de plantas por cada genotipo, reducción del tiempo de multiplicación, producción permanente de material (no hay estacionalidad), posibilidad de multiplicar grandes cantidades de plantas en una superficie reducida (en tiempos y costos económicamente viables),

mayor control sobre la sanidad del material propagado, facilidad para el transporte del material, posibilidades de multiplicar con rapidez una variedad o ecotipo del cual se posea pocos individuos.

Los costos iniciales cuando se emplean estas técnicas son altos debido a la inversión en equipos, los precios de los reactivos y la utilización de personal calificado. Sin embargo, los incrementos en la eficiencia por el gran número de plantas sanas que se pueden obtener a partir de un solo ápice en un corto tiempo en una pequeña área, hacen que esta técnica esté siendo ampliamente empleada en plantas que con otras condiciones de propagación presentan menos ventajas.

#### 4.1.1. Conceptos básicos

**Explante:** Es el tejido, órgano o embrión que se va a cultivar para obtener una planta igual a la planta donante. Dependerá de la especie y del sitio de la planta, puede provenir de raíces, hojas, meristemos vegetativos, o reproductivos, semillas, tallos, ápices o yemas laterales, inflorescencias jóvenes, tejido ovular o embriones, anteras, o granos de polen, etc. En general los meristemos apicales, florales o las yemas apicales son los más usados como material vegetal de origen.

Se debe insistir que al ser un método de clonación la planta madre debe reunir características deseables y sobresalientes (producción, calidad, tolerancia a plagas o ambientes extremos, etc.), de igual manera se deberá tener en cuenta las recomendaciones anteriormente dadas para la propagación vegetativa tradicional. La edad del explante es muy importante, ya que esto define su madurez o inmadurez. Las condiciones internas y externas en que se encuentra la planta donante antes de iniciar el cultivo, pueden influir en el futuro desarrollo del explante. La planta donante del explante debe estar libre de enfermedades, no sufrir de stress alguno al momento de obtener el explante, preferiblemente debe estar en activo crecimiento, normalmente el paso por un invernadero debe ser deseable.

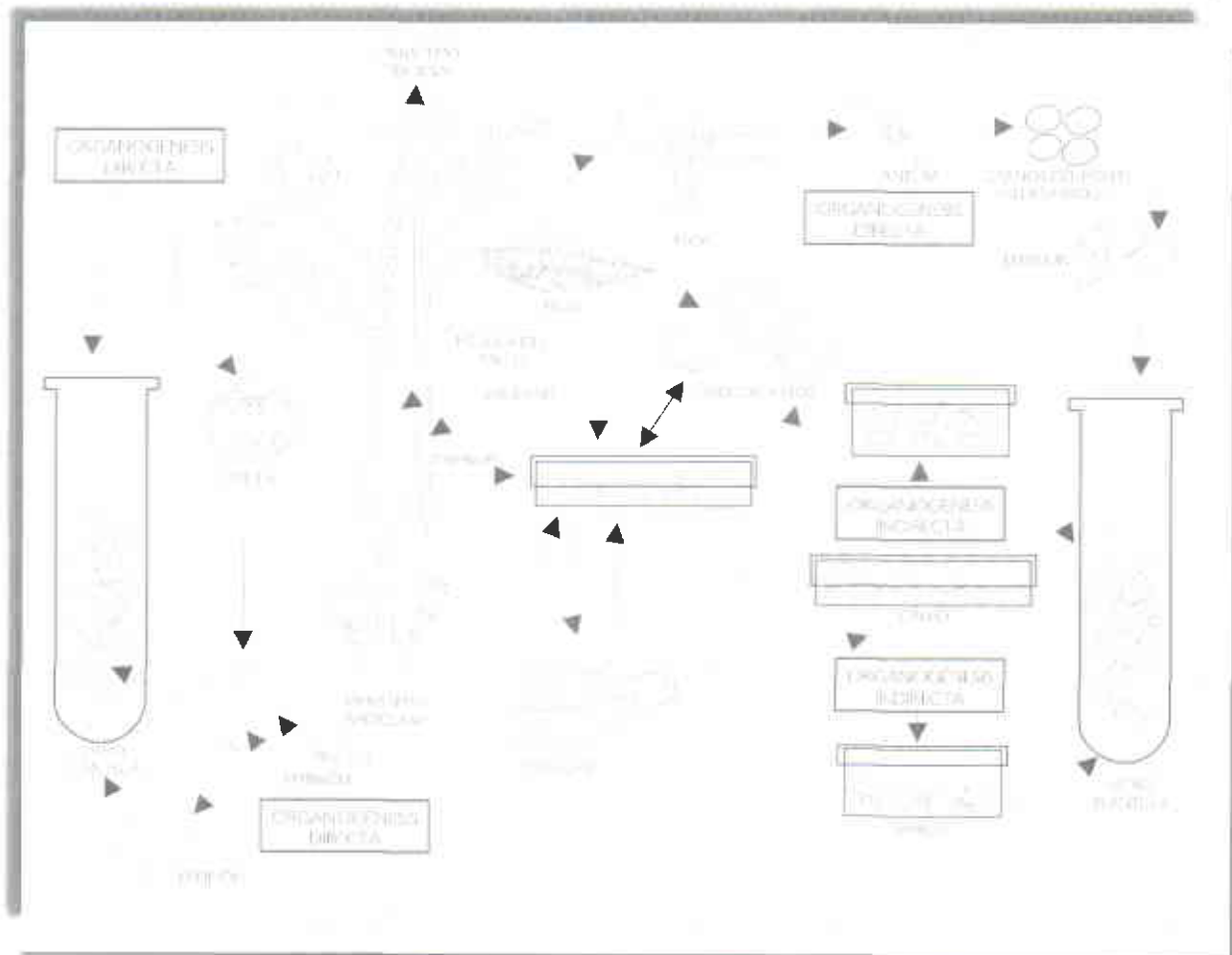
**Organogénesis:** Se refiere a la vía de morfogénesis que sigue el explante para llegar a convertirse en plántula. Dependiendo del tipo de explante puede seguir las siguientes rutas:

- **Organogénesis directa:** Consiste en la generación de plantas sin raíces directamente del explante, esta ruta generalmente se sigue cuando se utilizan meristemos vegetativos terminales o laterales.

- **Embriogénesis directa:** Previa a la generación de la plántula se requiere la formación de un embrión de origen sexual que llegará a ser una planta completa, es el caso de explantes provenientes de granos de polen que forman un embrión haploide, o embriones diploides de semillas o tejido ovular.
- **Organogénesis indirecta:** El explante genera la formación de una masa indiferenciada de células llamada callo, a partir de éste se forman partes vegetativas diferenciadas como brotes o raíces, de las cuales se obtiene la plántula según sea la especie y las hormonas utilizadas. Este es el caso principalmente del cultivo de protoplastos.
- **Embriogénesis indirecta:** El explante genera la formación de una masa indiferenciada de células llamada callo a partir de éste se forman embriones somáticos, del cual se obtiene la plántula según sea la especie y las hormonas utilizadas. Este es el caso de secciones de tallo, hoja o raíz y protoplastos.

**Medio de cultivo:** Conjunto de elementos abióticos (físicoquímicos) que integran la sustancia nutritiva de diversa consistencia (sólida a líquida) que suministrará anclaje, nutrición y la estimulación del desarrollo al explante, de hecho se agrupan en medios sólidos semisólidos y líquidos. Los elementos necesarios para la preparación del medio pueden variar en las etapas que pasa el explante durante la micropropagación y según sea la técnica que se va a emplear, por esto existen diferentes fórmulas y deben ser ajustadas según las condiciones del laboratorio. La diferencia entre estas fórmulas está en la cantidad y concentración de los elementos que lo conforman. Comercialmente se consiguen ya elaborados: Murashige and Skoog (MS), White's, Gamborg's, Schenk and Kilderbran, Nitzsch, Orchid, etc. Todos estos medios son recomendados para usarse en una o varias especies con diferentes explantes. Un medio de cultivo en forma general está compuesto de:

- **Sales minerales:** Estas sales se encargan de dar el soporte nutritivo de las plántulas. Las sales contienen macronutrientes (N, K, P, Ca, Mg, S) y micronutrientes (Fe, Mn, Cu, Zn, Mo, B), que son requeridos por cualquier planta para su desarrollo normal, ejemplo **MS**.
- **Fuentes de energía:** Debido a que el explante no puede elaborar su propio alimento, en la preparación del medio se emplea, como fuente de energía, principalmente la sacarosa. Se pueden emplear otras como, glucosa, fructosa, lactosa.
- **Agentes solidificantes:** Son sustancias que ayudan a crear un medio de soporte de los tejidos u órganos



Organogénesis

que vamos a sembrar, estas sustancias reemplazan el suelo que es el sustrato natural, las más empleadas son los agares. De hecho los medios de cultivo se agrupan en sólidos (consistencia dura dada por el agar), semisólidos (con menos densidad por menor concentración del gelificante) y líquidos (no tienen agar). Este último suministra constante y uniformemente contacto entre el medio y el explante y no hay peligro de acumulaciones tóxicas, es fácil de monitorear (submuestrear), forma pequeños agregados con los cuales es fácil trabajar, forma más rápidamente callo y es bueno para la regeneración de protoplastos. A nivel de escalamiento han sido modificados y son llamados sistemas de inmersión temporal o biorreactores.

- **Vitaminas:** Son compuestos que normalmente la planta necesita para completar su desarrollo, las vitaminas que más incluyen en la preparación de medios son: Tiamina, Ácido Nicotínico, Piroxidina.
- **Aminoácidos:** Esta fuente de nitrógeno orgánico, pueden ser necesaria en el medio de cultivo. La Caseína

Hidrolizada, Glutamina, Asparagidina, Adenina, son empleadas a menudo en la preparación del medio.

- **Suplementos orgánicos:** Estas complejas sustancias son fáciles de obtener, pero la definición de su concentración es muy difícil debido a que se obtienen directamente de la naturaleza y las concentraciones de sus componentes no pueden ser alteradas. Entre estas sustancias se encuentran el jugo de tomate, de naranja, de zanahoria, el agua de coco, ampliamente utilizada por su valor nutritivo especialmente en el rescate de embriones.
- **Antioxidantes:** Para reducir la oxidación de ciertos tejidos luego de su siembra en el medio se pueden emplear sustancias como carbón activado, o sisteina-HCl, ya sea tratando el explante o aplicándolo al medio.
- **Ácidos orgánicos:** El TCA, citrato, malato, utilizados también en algunos casos para reducir la oxidación producida por el tejido.
- **Reguladores de crecimiento:** La adición de estas fitohormonas al medio en diferentes proporciones, puede

estimular o detener el crecimiento o diferenciación de algunos órganos en la planta. Por eso con la utilización de estos, en diferentes concentraciones y la mezcla de varios, se puede manipular algunos procesos morfogénicos de la planta. Los principales reguladores de crecimiento son:

- Auxinas, Naturales: AIA, Sintéticas: 2,4-D, IBA, NAA, PCPA, Dicamba, Picloram. Estas auxinas tienen influencia en la formación de callo y la división celular.
- Citoquininas: Zeatina (natural), Kinetina, IPA, BA (Sintéticas). Están relacionadas con la formación primaria de los órganos y embriones y la división celular.
- Giberelinas ( $GA_3$ ): Trabaja principalmente en la elongación de las células
- Ácido abscísico (ABA): Está relacionado con la inhibición de la elongación celular

**Incubación:** Una vez el tejido ha sido colocado en el medio de cultivo y éste ha sido sellado y marcado, se almacena en una cámara de incubación bajo condiciones controladas de luz y temperatura. Dependiendo del tejido u órgano cultivado, los requerimientos pueden cambiar, generalmente temperaturas entre 22 y 28°C son adecuadas y períodos alternos de luz y oscuridad deben ser manejados, ejemplos de algunos tiempos de luz en almacenamientos: 24 horas en oscuridad y 24 horas bajo luz. 12:12 ó 16:8.

#### 4.1.2. Etapas de la micropropagación

Una vez colectado en el campo este material se prepara, esteriliza, luego se siembra en un medio de cultivo enriquecido, allí se multiplica, se cultiva en un medio de enraizamiento, luego se lleva a condiciones de invernadero, se siembra en bolsa con tierra para aclimatación y producción de nuevas raíces, y por último las plantas se siembran en el campo. Este procedimiento se ha dividido en cuatro etapas:

##### Introducción

Consiste en la acondicionamiento del explante para garantizar su supervivencia en condiciones de laboratorio. Es la fase más importante desde el punto de vista aséptico, pues se debe evitar al máximo problemas de contaminación y de oxidación que pueden causar la muerte del explante. Dependiendo del tejido sembrado esta etapa comprende a partir del explante la formación inicial de callo o el crecimiento del meristemo.

- **Preparación del explante:** Una vez seleccionada la planta y la parte de la planta que darán origen al

material, se procede al corte y recolección del material, es importante utilizar un recipiente adecuado para transportarlo sin causarle daño y no dejar pasar mucho tiempo entre la recolección de material y el inicio del cultivo. Una vez este material se encuentre en el laboratorio, se limpia y lava cuidadosamente, luego se elimina parte del tejido externo y posteriormente se procede a la desinfección superficial, para ello se puede depositar el tejido que contiene el domo apical o el tejido en crecimiento y desarrollo en una solución de agua más un desinfectante hipoclorito de sodio (clorox), ethanol 95% u otros desinfectantes, la adición de un adherente como tween-20 ayuda a que el desinfectante esterilice mejor a la superficie. Después de la desinfección y bajo condiciones de total asepsia (bajo la cámara de flujo), se lava el tejido 3 veces en agua destilada esterilizada, por períodos de 5 minutos. Para la esterilización interna del tejido, se pueden adicionar al medio productos como fungicidas sistémicos y bactericidas como antibióticos esto ayuda a prevenir la presencia de agentes contaminantes. Cuando hay contaminación, para la determinación del agente contaminante (hongo, bacteria) se observa el patrón, la densidad del patógeno y el tiempo de ocurrencia de esta contaminación. No hay una norma con relación al tipo y concentración de los desinfectantes y el tiempo de desinfección, pues están determinados principalmente por el tipo de explante; en la práctica se establecen experimentalmente por ensayo y error.

- **Excisión del explante:** En esta parte del procedimiento el riesgo de contaminación es alto, por eso se debe hacer todo dentro de la cámara de flujo, y toda la vidriera e instrumental que se va a utilizar deben haber sido previamente esterilizados en el autoclave o con ethanol 95%. Después que el tejido esté lavado se puede colocar unos segundos sobre un papel filtro para que se seque un poco, luego empleando un microscopio de disección (estereoscopio), se procede al aislamiento del explante que deseamos cultivar (embrión, meristemo, etc.).
  - El instrumental (escalpelo, bisturí, pinzas) se mantiene en un beaker que contiene 150 cc de ethanol 80% y cada vez que se va a utilizar se calienta en la llama para secarle el exceso de ethanol.
  - Se coloca el explante en un plato petri, bajo el estereoscopio y se comienza a eliminar el resto del tejido que está rodeando el meristemo.
  - Se remueve el meristemo apical (domo apical) de 2-5 mm de largo, éste es removido haciendo cortes al tejido que deseamos eliminar, una vez seleccionado el meristemo, éste se lleva al medio

de cultivo, es recomendable destapar el recipiente (tubo o petri) cerca de la llama, para disminuir la posibilidad de contaminación.

- El éxito de esta labor depende de la habilidad que tenga la persona para evitar contaminación externa y evitar causar daños al tejido.

### **Multiplicación o proliferación**

Una vez el explante se ha adaptado a las condiciones del laboratorio, sin presentar ningún tipo de contaminación endógena o exógena, se aprecie con vitalidad, buen color, buen crecimiento o proliferación de callo, es pasado a un nuevo medio de cultivo, con adición de algunas fitohormonas cuyo balance generalmente favorece a las citoquininas, necesarias en el proceso de organogénesis. A medida que el explante comienza a crecer y multiplicarse es subdividido y cada nuevo propágulo es cultivado individualmente en un nuevo medio de cultivo, una vez se multiplique y crezca, nuevamente es subdividido otra vez; esta parte se le llama subcultivo; el número de subdivisiones depende de la especie pero en general no se puede exagerar este proceso porque pueden haber efectos negativos en las vitropántulas, por ejemplo pueden haber cambios genéticos por la acción de las hormonas, en caso de plátano se pueden utilizar unas 5 a 7 subdivisiones.

El cambio del explante a un nuevo medio de cultivo se hace en la misma forma que el proceso inicial. El número de veces que sea necesario hacerlo depende de las condiciones del tejido y sus requerimientos. Periódicamente se debe hacer cambio de medios de cultivo después de cada división para suministrar constantemente condiciones nutricionales óptimas. La regeneración del explante depende de muchos factores como el medio de cultivo, el ambiente de incubación, el genotipo y el origen del explante.

La tasa de multiplicación es muy importante en términos de eficiencia (biológica y económica), es decir, el número de propágulos, la rapidez en el crecimiento del callo, en la formación de embriones somáticos o en brotes formados a partir del explante inicial, según sea el caso.

### **Enraizamiento**

Esta etapa se da cuando se tiene los subcultivos necesarios para garantizar una cantidad determinada de plántulas *in vitro* o vitropántulas. Los explantes ya propagados se dejan crecer, formar hojas por un período de tiempo según sea la especie y posteriormente son cambiados a un nuevo medio de cultivo en el cual cambiar el balance hormonal favorece a las auxinas, con el fin de inducir

la formación y desarrollo de raíces. Generalmente las citoquininas se reducen o desaparecen en esta etapa, hay especies en que se les suspende todo tipo de hormonas y se da la formación de raíces. Al final de esta etapa deberá quedar formada completamente la vitropántula.

### **Endurecimiento y aclimatación de la vitropántula**

Debido a que las plantas formadas en condiciones *in vitro*, crecen bajo un ambiente controlado artificialmente y en recipientes cuya humedad relativa es muy alta, se desarrollan muy débiles y con hojas que carecen de cutícula, si son llevadas a su ambiente natural pueden deshidratarse fácilmente y morir, por lo tanto es muy importante que las vitropántulas no sufran stress por falta de agua o iluminación directa del sol. Deben ser sometidas a un preacondicionamiento llamado endurecimiento.

Al ser sacadas del contenedor o tubo de ensayo, deben ser limpiadas de todo vestigio del medio de cultivo con agua tibia y sumergidas en una solución de un fungicida sistémico, pues pueden ser una fuente de contaminación; se colocan en vasos o materas de 250 cc en una mezcla balanceada de suelo, arena y material inerte, estéril y almacenadas en un invernadero bajo condiciones de humedad constante y baja radiación solar (condiciones de cámara húmeda). Se requiere durante los tres primeros días de un ambiente cercano al 95% de humedad relativa y 40% de exposición a la luz, la humedad relativa se va disminuyendo paulatinamente y la luz se va aumentando a medida que la plántula va creciendo y adaptándose al nuevo ambiente. Al cabo de unos siete días una vez endurecidas deben ser aclimatadas por lo que se transplantan a un nuevo sustrato con suelo, arena y materia orgánica en condiciones de vivero.

El comportamiento de estas vitropántulas en el campo es reportado como muy uniforme en cuanto al crecimiento y producción, sin embargo algunos autores reportan problemas de variaciones genéticas (plantas enanas, con entrenudos cortos, variegadas, etc.) en plantas obtenidas por estos métodos, principalmente por excesivas multiplicaciones o dosis altas de hormonas en el medio.

## **4.2. MICROINJERTO IN VITRO**

Esta operación, poco corriente y delicada de llevar a cabo, se realiza en las condiciones asépticas del cultivo *in vitro*. La finalidad es la constitución de plantas libres de virus, en el caso de que el cultivo de meristemas presente graves dificultades, lo que ocurre a veces con ciertas leñosas.

Se injertan en condiciones asépticas los ápices de la especie a regenerar sobre jóvenes plántulas (decapitadas) de unos quince días, sin virus y cultivadas *in vitro*. Se ha tenido éxito en citrus, prunus, camelia, malus, etc.

### 4.3. CULTIVOS DE GRANOS DE POLEN Y DE OVULOS

Esta técnica no tiene por objeto la multiplicación o mejora sanitaria aunque se utiliza en la mejora de las plantas. Permite, en efecto, la obtención de haploides o la investigación de mutantes interesantes.

#### Principio

La técnica de base es la clásica del cultivo *in vitro*; el explante de partida está constituido por una antera o un grano de polen aislado. El estadio de toma es importante y debe hacerse antes de que el polen haya hecho su última división. Frecuentemente es indispensable un choque fisiológico a fin de perturbar la evolución normal del grano de polen. Este choque fisiológico se obtiene por: Mantenimiento temporal a baja temperatura, tratamiento con ciertos reguladores de crecimiento o centrifugación.

Los medios de cultivo son los mismos que para los meristemas o la micropropagación: se tiene en cuenta simplemente la presencia de reguladores y de un contenido en azúcar mucho más elevado, alrededor de 100 gr/litro. Este elevado contenido en azúcar sería desfavorable a la multiplicación de tejidos diploides.

#### Evolución del grano de polen

Tras la puesta en cultivo, se está lejos de tener un éxito seguro pues la evolución del polen puesto en cultivo no desemboca forzosamente en la creación de una plántula. Existen muchas vías sin salida. En caso de éxito, las plántulas que se obtienen no son forzosamente homogéneas. Será necesario verificar el nivel de ploidía por recuento de cromosomas. No se tendrá la seguridad de haber obtenido un haploide sino tras esta verificación. Los haploides obtenidos son estériles, salvo cuando se obtienen a partir de plantas tetraploides y se multiplicaran por vía vegetativa. Es posible obtener la duplicación del patrimonio cromosómico (con sustancias como la colchicina) y de tener así una planta diploide homocigota y fértil. La tasa de éxito es muy baja y no supera algunos % (1 al 5%).

#### Interés

- Además de la producción de plantas homocigotas, la investigación de mutantes es igualmente una vía interesante. No encontrándose presentes los genes más que en un solo ejemplar, los fenómenos de

dominancia no intervienen y se expresan algunos caracteres hasta entonces enmascarados. Se llega por este simple hecho a descubrir nuevos cultivares (ejemplos sobre el arroz y la cebada).

- La fijación de una línea pura homocigota es más rápida que por vía sexual (ganancia de tres a cinco años).
- El análisis genético y el estudio del funcionamiento celular se simplifican, lo que es muy interesante para los investigadores.
- Las investigaciones sobre los reconocimientos, marcado y transferencia de genes son igualmente mucho más fáciles, esta técnica permite la creación de plantas que no existen en el estado natural. Ejemplo de realización en el espárrago. El espárrago es una planta dioica, por vía sexual clásica, se obtiene por cruce una descendencia que comprende 50% de plantas hembras. En la producción de un campo de espárragos compuesto del 50% de plantas macho y del 50% de plantas hembras se ha observado que el 80% de la producción era el fruto de las plantas macho. Por cultivo del polen se ha fabricado una planta denominada "super macho" que no existe en la naturaleza y que por cruce, da una descendencia del 100% macho. Lo que significa a efectos de producción un fuerte aumento de ésta.

### 4.4. CULTIVO DE ÓVULOS

El cultivo de ovarios o de óvulos *in vitro*, técnica reciente (primer éxito en 1976), permite llegar al mismo resultado que los cultivos de granos de polen en la obtención de haploides. Parece incluso que esta técnica delicada tiene éxito allí donde otras han fracasado y abre perspectivas interesantes, principalmente para el estudio del citoplasma.

### 4.5. CULTIVOS DE PROTOPLASTOS

Cuando no se encuentran respuestas rápidas con tejidos u órganos, se requiere aislar células individualmente con el fin de estimular directamente su condición totipotente. Un protoplasto es una célula carente de su pared celular. Esta técnica es interesante porque podría ser un medio de multiplicación vegetativa de potencial muy alto, sin embargo el riesgo de obtención de mutantes a partir de los cultivos de protoplastos es relativamente elevado y la puesta en marcha de esta técnica es más delicada. Los medios para el cultivo de protoplastos siguen el modelo de los utilizados para el cultivo de células *in vitro* y son modificaciones de los medios de Murashige y Skoog (1962) o de Gamborg (1968). Entre las formulaciones con mayor éxito para diferentes sistemas de protoplastos se encuentra la de Kao y Michayluk (1975).

**Origen del protoplasto:** En teoría es posible aislar protoplastos de cualquier tipo de planta, órgano o tejido, sin embargo las fuentes más utilizadas son: mesófilo, células en suspensión, callos y ápices de plántulas generadas *in vitro*. También se han obtenido protoplastos del endospermo, la capa de aleurona, coleóptilo, ápices radiculares, nódulos de raíz, tubérculos, pétalos y microsporas. Tras escarificación del limbo, éste se corta en laminillas finas, a continuación se sumerge en una solución donde van a desarrollarse dos operaciones simultáneas:

- **Plasmosis:** La célula se someterá a una presión osmótica elevada mediante la adición de azúcares a la solución. Esta operación tiene por finalidad esencialmente el evitar el estallido de la célula tras desaparecer su pared esquelética. Facilita igualmente la separación de la célula de la pared al concentrar la célula sobre ella misma.
- **Digestión de la pared celular:** La degradación de la pared pecto celulósica, se obtiene por el intermedio de enzimas que se deben determinar para cada especie.

Las condiciones del medio para la realización de estas operaciones son: temperatura 22°C, pH: 5.5, luz: 2.000 a 4.000 lux, duración: 16 a 24 h.

Los protoplastos obtenidos son lavados varias veces, luego centrifugados para eliminar todos los residuos vegetales. Tras dilución, pueden repicarse en medio líquido agitado o sobre gelatina. El medio es un medio que posee los elementos clásicos del cultivo *in vitro*, con una alta concentración en azúcar, 10 al 12%. Tras dos o tres días reconstituyen su membrana celulósica. Pueden entrar entonces en división y evolucionar hacia una callogénesis, luego a un embrión o un meristemo, no siendo obligado el paso por un callo en todas las especies.

**Condición osmótica del medio de cultivo:** Durante el aislamiento de protoplastos es necesario reemplazar el efecto de la pared ajustando la presión osmótica en la solución enzimática y posteriormente en el medio de cultivo. El paso del tejido a la solución de plasmólisis genera stress que puede tener efecto en el metabolismo, en el crecimiento celular; en la inducción de cambios en la síntesis de hormonas, en la condensación del ADN en el núcleo y en la reducción de la síntesis de proteínas, aunque los dos últimos pueden ser reversibles. El potencial osmótico se estabiliza mediante la adición de manitol, sorbitol, glucosa o sacarosa a la solución enzimática y al medio de cultivo; los hexitoles: manitol y sorbitol, no son metabolizados por las células. Los protoplastos tienden

a precipitar en soluciones osmóticas de hexitoles y glucosa, pero flotan en soluciones de sacarosa.

La estabilidad, viabilidad y posterior crecimiento de los protoplastos están íntimamente relacionados con el mantenimiento de apropiadas condiciones osmóticas durante el aislamiento y cultivo. El óptimo potencial osmótico varía de acuerdo con la fuente de las células y el tejido empleado; en general un adecuado potencial osmótico puede ser logrado con soluciones de azúcares de 0.3 a 0.7 M.

**Las fusiones celulares:** Los protoplastos son capaces de fusionarse entre sí gracias a la acción del PEG (polietilenglicol, del 15 al 30%). La fusión de dos células con 2N cromosomas lleva teóricamente a la obtención de una célula con 4N cromosomas. Los híbridos así obtenidos son híbridos vegetativos (no se utiliza la vía sexual), también llamados híbridos somáticos. Ejemplos: En 1972, una fusión entre dos protoplastos de *Nicotiana glauca* y *Nicotiana langsdorfi* ha originado un híbrido somático semejante en todos los aspectos al híbrido sexual originado el mismo a partir de estas mismas especies.

La fusión somática entre la patata y el tomate nos da el pomate, híbrido que presenta caracteres intermediarios de los dos padres; planta extraordinaria de laboratorio, pero que no es importante comercialmente.

Sin embargo, los éxitos están lejos de ser muy importantes y el nivel de fracasos es elevado pues la fusión de dos células somáticas puede dar resultados muy variados:

1. Los núcleos y los citoplasmas se fusionan, pero desaparecen cromosomas. Se obtiene un híbrido somático aneuploide estéril.
2. Núcleos y citoplasmas se fusionan sin pérdida de cromosomas: es el híbrido somático con 4N cromosomas fértil.
3. Se fusionan los citoplasmas, pero no los núcleos, se obtiene entonces un híbrido somático con el núcleo de los padres y un citoplasma híbrido. Se emplea en ocasiones el término cybrido para designar este híbrido somático.
4. Todas las soluciones intermedias son posibles con fusiones parciales de los núcleos o de los citoplasmas.

Aunque los éxitos hortícolas son todavía muy poco numerosos, esta técnica abre perspectivas variadas y portadoras de esperanzas.

## II. EXPERIENCIAS DE PROPAGACIÓN VEGETATIVA CON ALGUNAS ESPECIES PROMISORIAS DE LA AMAZONIA

### 1. EXPERIENCIAS DE INJERTO EN CAMU CAMU (*Myrciaria dubia* H.B.K. Mc Vaugh) BAJO CONDICIONES DEL PIEDEMONTE DE CAQUETA

\*Carlos Julio Escobar

\*\*Victoria Eugenia Osorio

\*\*\*Gladys Colorado, Eduardo Rianza

#### Introducción

En el Centro de Investigaciones Macagual de CORPOICA desde el año 2001, se han adelantado una serie de actividades de investigación para conocer la respuesta, comportamiento y adaptación del camu camu a la propagación vegetativa a través del injerto. La especie camu camu se encuentra poco domesticada y por lo tanto la planta franca o sin injertar cuando es cultivada, presenta alta variabilidad para iniciar la producción de frutos (entre 3 y 7 años) y alta variabilidad en su producción de fruto, siendo necesario emplear técnicas de propagación vegetativa o clonación, para fijar características deseables como más precocidad y mejores características silvoagronómicas, para garantizar una mayor uniformidad de las poblaciones. una de esas técnicas es la injertación tipo ventana, empleada en el presente trabajo.

#### Metodología

##### Propagación de patrones

Los patrones se propagaron en el vivero del Centro de Investigaciones Macagual de Corpoica en Florencia, por semillas provenientes de rodales naturales de la frontera Colombo - Peruana en áreas del río Putumayo. Luego de

una fase de vivero de aproximadamente un año fueron trasplantadas un primer grupo al jardín de injertación donde se sembraron y cuando las plántulas alcanzaron alturas alrededor de un metro y diámetro entre 5 y 10 mm a una altura de 30 cm se fueron seleccionando para la práctica de injertación.

##### Recolección de yemas

De una pequeña plantación en el Centro de Investigación Macagual, con una edad aproximada de cuatro años, se seleccionaron las yemas de la parte media de la copa de plantas precoces, que tuvieron producción de frutos entre los 30 y 36 meses después de la siembra en campo.

##### Técnica de injertación

El método de injertación utilizado fue el denominado tipo ventana, donde la yema se extrajo con corteza suficiente para su manipulación. Al patrón se le hizo un corte de 2 cm de longitud por 1 cm de ancho y 0.5 cm de profundidad a una altura de 20 cm del cuello de la raíz. La yema fue extraída con dimensiones similares, de tal manera que coincida con la ventana abierta en el patrón. Seguidamente la yema fue presionada lo suficiente para que ocupara el lugar de la corteza extraída al patrón y recubierta con cinta plástica transparente, manteniéndose entre 25 y 30 días y al cabo de ese tiempo se observó su prendimiento en la gran mayoría de plántulas y se procedió a cortar y retirar la cinta. En las plántulas donde el prendimiento no fue total se dejó la cinta ocho días más, al cabo de los cuales se retiró definitivamente. En las que persistió el no prendimiento fue necesario realizar una nueva injertación. Los injertos se han efectuado desde junio - 2001 a un total de 12.600 patrones.

#### Resultados y discusión

##### Sobrevivencia

La fase de unión y cicatrización entre los puntos de contacto de la yema y el patrón tuvo un período de duración de aproximadamente 30 hasta más de 60

\* Agrólogo M.Sc. Suelos y Nutrición de Plantas. Corpoica, CI Macagual

\*\* Ingeniera Forestal. Corpoica, CI Macagual

\*\*\* Auxiliares de Investigación. Corpoica, CI Macagual

días, tiempo en el cual se hicieron las observaciones para cuantificar la sobrevivencia, determinándose prendimientos del 80%.

### Desarrollo de los brotes

Una vez verificado el prendimiento de la yema se hizo una poda al patrón arriba del injerto (20 cm) para estimular su brotación desarrollo y crecimiento del injerto. Posteriormente fue necesario realizar controles de chupones al patrón. Sin embargo, se observó una lenta brotación lo que indica una dormancia de las yemas, razón por la cual hubo que esperar alrededor de 75 días para que se iniciara el proceso de brotación. Es probable que la anterior dificultad esté relacionada con un desbalance nutricional de las plantas donantes de las yemas, especialmente la relación carbono nitrógeno. Los brotes más desarrollados han alcanzado diámetros de 9 mm en la base del injerto y se les realizó poda de formación para estimular la emisión de ramas, encontrándose un buen número de plantas en este proceso.

### Conclusiones

El empleo del injerto tipo ventana en patrones de camu camu en condiciones del Piedemonte Caquetá, produjo prendimientos y sobrevivencia de las yemas del orden del 80%, considerándose por lo tanto como una técnica promisoría para la propagación vegetativa de la especie.

## 2. AVANCE DE RESULTADOS SOBRE INJERTO EN UVA CAIMARONA (*Pouroma cecropiifolia*) BAJO CONDICIONES DEL PIEDEMONTE DE CAQUETÁ

\*Carlos Julio Ezeobar  
\*\*Victoria Eugenia Osorio  
\*\*\*Gladys Colorado, Eduardo Rivera

### Introducción

En el Centro de Investigaciones Macagual de CORPOICA desde el año 2001, se han adelantado una serie de actividades de investigación para conocer la respuesta, comportamiento y adaptación de la uva caimaron a la propagación vegetativa a través del injerto.

\* Agrólogo M.Sc. Suelos y Nutrición de Plantas. Corpoica, CI Macagual

\*\* Ingeniera Forestal. Corpoica, CI Macagual

\*\*\* Auxiliares de Investigación. Corpoica, CI Macagual

La uva caimaron es una especie dioica que se encuentra poco domesticada y por lo tanto su cultivo tiene altas restricciones para la producción de frutos, debido a que se presenta un mayor número de plantas masculinas, cuando se propaga por semilla sexual, haciéndose necesario emplear técnicas de propagación vegetativa o clonación como la injertación de individuos, que busca fijar características deseables como más precocidad, poblaciones adecuadas de árboles productivos hembras, mejores características silvoagronómicas y para garantizar una mayor uniformidad de las poblaciones. Una de las técnicas de injertación empleadas en el presente trabajo fue el de tipo ventana.

### Metodología

#### Propagación de patrones

Los patrones se propagaron en el vivero del Centro de Investigaciones Macagual de Corpoica en Florencia, por semillas provenientes de árboles en producción de aproximadamente 8 años de edad. Luego de una fase de vivero de aproximadamente un año fueron trasplantados al jardín de injertación donde se establecieron y cuando las plántulas alcanzaron alturas alrededor de un metro y diámetro entre 2 y 3.5 cm a una altura de 30 cm se fueron seleccionando para la práctica de injertación.



Jardín de injertación de uva caimaron

#### Recolección de yemas

De una pequeña plantación en el Centro de Investigación Macagual, con una edad aproximada de ocho años se seleccionaron las yemas de la parte media de la copa de árboles francos que tuvieron producción de frutos después de los 3 años de siembra en el campo.

#### Técnica de injertación

El método de injertación utilizado fue el denominado tipo ventana, donde la yema se extrajo con corteza

suficiente para su manipulación. Al patrón se le hizo un corte de 2 cm de longitud por 1 cm de ancho y 0.5 cm de profundidad a una altura de 20 cm del cuello de la raíz. La yema fue extraída con dimensiones similares, de tal manera que coincidiera con la ventana abierta en el patrón. Seguidamente la yema fue presionada lo suficiente para que ocupara el lugar de la corteza extraída en el patrón, luego fue recubierta y amarrada con cinta plástica transparente manteniéndose entre 25 y 30 días y al cabo de ese tiempo se observó prendimiento en una buena proporción de plántulas, procediéndose a recortar y retirar la cinta. En las plántulas donde el prendimiento no fue total, se dejó la cinta ocho días más, al cabo de los cuales se retiró definitivamente. En las que persistió el no prendimiento fue necesario realizar una nueva injertación. Los injertos se han efectuado desde septiembre de 2002 a un total de 500 patrones.

### Resultados y discusión

#### Sobrevivencia

La fase de unión y cicatrización entre los puntos de contacto de la yema y el patrón tiene un período de duración de aproximadamente 30 a 60 días, tiempo en el cual se hicieron las observaciones para cuantificar la sobrevivencia, determinándose prendimientos del 50%.

#### Desarrollo de los brotes

Una vez verificado el prendimiento de la yema se hizo una poda de ramas al patrón para estimular la brotación, desarrollo y crecimiento del injerto. Posteriormente se realizaron los controles de chupones al patrón y cuando el injerto ha tenido un buen desarrollo se practica la prueba 40 cm arriba del punto de injertación. Dada la variabilidad de las yemas utilizadas, se ha observado una desuniforme brotación lo que señala una dormancia en algunas de las



Broto de yemas en injerto ventana de uva

yemas utilizadas y por este motivo el tiempo de brotación es mayor. Los brotes más desarrollados han alcanzado un diámetro de 5 mm en la base del injerto.

### Conclusiones

El empleo de injerto de tipo ventana en la uva caimaronana en condiciones de Piedemonte de Caquetá, produjo prendimiento y sobrevivencia de las yemas del orden del 50%, siendo necesario ajustar aún más la técnica para tener un mayor prendimiento.

### 3. ENSAYOS DE PROPAGACIÓN DE COPOAZÚ (*Theobroma grandiflorum*) POR ESTACA, INJERTO Y ACODO AÉREO, EN EL MUNICIPIO DE PUERTO ASÍS, DEPARTAMENTO DE PUTUMAYO

\*Melva Alarcón, Henry Solarte

#### Introducción

Dentro del proyecto "Evaluación agronómica de copoazú (*Theobroma grandiflorum*), borojó (*Borjoia patinoi*) y uva caimaronana (*Pouroma cecropiaefolia*) propagadas por métodos sexual y vegetativo, dentro de arreglos agroforestales en fincas de pequeños productores de los municipios de Puerto Asís y Puerto Caicedo" financiado por PRONATTA se adelantaron 3 ensayos de propagación vegetativa en copoazú.

El copoazú es un frutal amazónico considerado promisorio, por la importancia económica que tiene su fruto, su pulpa por su delicioso sabor se puede comercializar fresca o transformar agroindustrialmente, la semilla se aprovecha en la fabricación de chocolate y la cáscara se utiliza como abono orgánico. Esta especie propagada sexualmente presenta variación en los períodos de producción y en la heterogeneidad, por el número de frutos por árbol y tamaño de los mismos, para evitar estas desventajas y otras que se presentan en las plantaciones de este frutal, la propagación vegetativa es la opción para obtener árboles de copoazú de porte bajo, productivos en menor tiempo, resistentes o tolerantes a enfermedades y con frutos que posean mayor porcentaje de pulpa y menor porcentaje de cáscara.

\* Ingenieros Agrónomos, CORPOICA, Regional Amazonia, CRECED Putumayo

### Propagación por estacas

Este ensayo se realizó en el mes de agosto del año 2002, se utilizaron estacas de 30 cm cortadas en forma de bisel, obtenidas de ramas de la parte superior, media e inferior de las plantas de copoazú seleccionadas por sus características fenotípicas, en la colección de frutales, ubicada en una finca situada a Km 7 vía Puerto Asís - Mocoa, las estacas se sumergieron en una solución azucarada al 0.3 % (a 1 litro de agua se le adiciona 3 gramos de azúcar) durante 20 minutos, éstas se sembraron en la cama enraizadora (arena, tierra y materia orgánica, 2:2:1) en un vivero en Puerto Asís, en 3 formas diferentes vertical, inclinada y horizontal cada tratamiento tuvo 10 estacas. De las estacas sembradas inclinadas en 3 (30%) hubo rebrote de yemas, sobrevivieron 0 (0%) y enraizaron 0 (0%). De las estacas sembradas verticalmente, 5 (50%) tuvieron rebrote de yemas, sobrevivieron 0 (0%) y enraizaron 0 (0%); de las estacas sembradas horizontalmente no hubo respuesta a este método de propagación. En un ensayo previo realizado en el mes de junio del año 2001, donde se aplicó homonagro I a las estacas, tampoco se obtuvo respuesta ni en brotación de yemas ni en emisión de raíces.

### Propagación por injerto

Se seleccionaron 117 plántulas de copoazú (patrones), aproximadamente de 10 meses de edad, con el diámetro del tallo adecuado para la injertación de 1 cm, provenientes de semilla sexual seleccionada de frutos cosechados en la colección de frutales, en una finca ubicada kilómetro 7 de Puerto Asís. La semilla se obtuvo de árboles que presentaban un buen rendimiento y estado fitosanitario, las yemas para realizar esta actividad, también se seleccionaron de árboles que presentaban buenas características fenológicas.

La injertación se llevó a cabo en el mes de abril del año 2001, en la finca El Porvenir, vereda Tres Bocanas, municipio de Puerto Asís, propiedad del señor Delfín González, donde se construyó un vivero para facilitar el cuidado y evaluación de los injertos.

De acuerdo con la literatura y métodos de injertación en frutales tropicales, con esta especie se ensayaron tres métodos de injertación: púa lateral, escudete y ventana, con 39 plantas por tratamiento, para un total de 117 plantas injertadas.

Las plantas injertadas se colocaron en doble surco bajo polisombra, pasados 15 días de realizada la injertación y en un proceso de prendimiento, se llevó a cabo la poda de algunas hojas, para estimular el brote de las yemas. Luego de tres semanas se destaparon los injertos y se aplicó Dhitane a una concentración de 0.25% para prevenir la incidencia de enfermedades fungosas. Los parámetros de evaluación fueron: prendimiento, sobrevivencia y brotación. El prendimiento se evaluó a las tres semanas de realizado el injerto, las demás variables se evaluaron cada 15 días. De acuerdo con los resultados del total de injertos de las 3 repeticiones, en prendimiento el mejor tratamiento fue el de ventana con 97.43% de prendimiento, seguido del de púa lateral con 89.74%, finalmente el escudete con un muy bajo prendimiento de sólo 2.56%, en cuanto a sobrevivencia a partir de los que prendieron, ésta fue mayor para púa lateral con 71.4 %, seguido de ventana con 33.3%, no hubo sobrevivencia en escudete. En brotación de yemas se conservó la misma tendencia de la sobrevivencia. Es posible que las fallas en el injerto en escudete, se deban a la pubescencia presente en el tallo y en las ramas que no permiten un contacto adecuado entre el cambium del injerto y del patrón.

*Desarrollo de injertos de copoazú*

Injerto	Injertos (No.)	Prendimiento (%)	Sobrevivencia (%)	Brotación de yemas (%)
Injerto de púa lateral	39	89.74	64.1 71,4 de los que prendieron	64.1
Injerto de escudete	39	2.56	0	0
Injerto de ventana	39	97.43	33.3 34.2 de los que prendieron	33.3



Preparación de patrones de copoazú



Extracción de yemas



Prendimiento del injerto en copoazú

Se realizaron prácticas culturales de manejo fitotécnico postinjerto como: descope del patrón, tutorado del injerto, riegos, control de malezas y enfermedades.

### *Propagación por acodo aéreo*

En la colección de frutales, ubicada en una finca situada a km 7 vía Puerto Asís - Mocoa, en el mes de mayo del año 2001, se seleccionaron árboles de copoazú con características fenotípicas deseables y se realizaron 57 acodos aéreos, por anillado (2 cm de ancho), anillado rayado y rayado (consiste en cortes inclinados sobre la corteza de 2 cm de largo), en las ramas vigorosas y rectas del tercio medio e inferior y sobre las zonas libres de nudos y yemas, a las heridas producidas se les aplicó el estimulador en polvo comercial Hormonagro No. 1. esta zona se rodeó con tierra húmeda y mantillo tomado del pie del árbol y se procedió a cubrir con plástico negro.

Para este experimento se usaron tres (3) tratamientos: anillado, anillado rayado y rayado; para cada tratamiento se hicieron 19 acodos para un total de 57. Los parámetros de evaluación fueron: formación de callo, tiempo brotación de raíces y número y longitud de raíces y se evaluaron mensualmente.

Los tratamientos que mejor respuesta presentaron sobre el total de acodos realizados fueron: anillado y anillado rayado, los cuales presentaron igual comportamiento con un 94.7% en formación de callo y un 78.95% de emisión de raíces, el tratamiento rayado presentó una formación de callo del 73.7% y un nulo porcentaje de emisión radicular.

La formación de raíces comenzó a 2.5 meses de iniciado el tratamiento. En los acodos anillados y anillados rayados se presentó un 75% de formación de raíces. Los primeros acodos fueron cortados a los 3 meses, y los otros en promedio se cortaron a los 4 meses, estos acodos fueron llevados a vivero y se transplantaron a bolsa (con arena, tierra, materia orgánica (1:2:2), más 15 gr de suelo micorizado), donde duran en promedio 4 meses, para estar listos para campo. De los acodos anillados y anillados rayados, sembrados en vivero, se obtuvo una sobrevivencia de 86.7% y 100% respectivamente.

*Desarrollo de acodos de copozú*

Acodo	Total acodos (No.)	Formación de callo (%)	Formación de raíces (%)	Sobrevivientes en vivero (%)
Anillados	19	94.7	78.95	68.4 (86.7 de los transplantados)
Anillados rayados	19	94.7	78.95	78.95 (100 de los transplantados)
Rayados	19	73.7	0	0



Acodo de copozú



Producción de raíces en acodo



Obtención de la nueva planta de copozú

**4. ENSAYOS DE PROPAGACIÓN DE BOROJÓ (*Borojia patinoi*) POR ESTACA, INJERTO Y ACODO AÉREO, EN EL MUNICIPIO DE PUERTO ASÍS, DEPARTAMENTO DE PUTUMAYO**

\*Melva Alarcón Rojas, Henry Solarte

### Introducción

Dentro del proyecto "Evaluación agronómica de copozú (*Theobroma grandiflorum*), borojó (*Borojia patinoi*) y uva caimaroná (*Pouroma cecropiaefolia*) propagadas por métodos sexual y vegetativo, dentro de arreglos agroforestales en fincas de pequeños productores de los municipios de Puerto Asís y Puerto Caicedo" financiado por PRONATTA se adelantaron 3 ensayos de propagación vegetativa en copozú.

Teniendo en cuenta que el borojó es una especie dioica, la propagación vegetativa se presenta como una alternativa, para solucionar el principal problema que es la obtención de plantas hembras o productoras; debido a esto, se trabajó con tres métodos de propagación vegetativa (estaca, injerto y acodo).

### Propagación por estacas

En el mes de agosto de 2002 se seleccionaron plantas de borojó productivas ya identificadas en la colección de frutales, en una finca situada en el Km 7 de Puerto Asís (Putumayo). Los árboles seleccionados (3) presentaban las características morfológicas y arquitectónicas deseables para esta especie, de las cuales se seleccionaron ramas ubicadas en su parte media y baja, se cortaron 30 estacas al azar, entre 20 y 30 cm de longitud, a éstas se les realizó

\* Ingenieros Agrónomos, CORPOICA, Regional Amazonia, CRECED Putumayo

un corte o incisión transversal, de tres centímetros de longitud, en la parte inferior de la estaca e inmediatamente se sumergieron en una solución azucarada del 0.3% durante 20 minutos para activar la emisión de raíces. Para la siembra de las estacas se construyó una cama enraizadora de 3 m de longitud por 1 m de ancho y 0.2 m de profundidad, con un sustrato de 70% de arena y 30% de materia orgánica, las estacas se sembraron a una profundidad de 7-10 cm en tres posiciones diferentes (inclinadas, verticales y horizontales).

El manejo técnico efectuado en vivero fue mantener la humedad, mediante riego del sustrato y aspersiones nebulizadas de la parte aérea de la estaca con el fin de evitar su muerte por deshidratación. Los primeros rebrotes se presentaron a los 45 días después de la

siembra; transcurridos 4 meses se transplantaron a bolsa los que presentaron emisión radicular y foliar. Después de 3 meses se llevaron a sitio definitivo.

Las estacas que se expusieron a una mayor luminosidad y temperatura se murieron más fácilmente. Por lo tanto se recomienda buena humedad y controlar temperatura.

El porcentaje de sobrevivencia es sobre el total de estacas sembradas. El porcentaje de enraizamiento se presenta mayor que el porcentaje de brotación debido a que algunas estacas enraizaron pero no brotaron.

Se observó que las estacas de diámetro > a 1.5 cm presentaron mejor sistema radicular y área foliar.

### *Resultados de propagación de borjé por estacas*

Posición siembra de la estaca	Estacas sembradas (No.)	Sobrevivencia (No.)	Enraizamiento (No.)	Brotación de yemas (No.)
Inclinada	10	9	9	8
Vertical	10	5	5	4
Horizontal	10	0	0	0

### *Sobrevivencia de estacas transplantadas a bolsa*

Posición de siembra de la estaca	Estacas transplantadas (No.)	Sobrevivencia (%)
Inclinada	8	100
Vertical	4	100
Horizontal	0	0



Estaca de borjé

### *Propagación por injerto*

Esta técnica ha sido empleada con éxito por el agricultor José Vianey de Belén de los Andaquíes en Caquetá, por lo tanto este trabajo se hizo para ajustar la información.

Se seleccionaron 90 plántulas (patrones) de borjé (*Borojoa patinoi*), de 12 meses de edad, con el diámetro del tallo adecuado para la injertación aproximadamente de 1 cm, provenientes de semilla sexual seleccionada de frutos cosechados en la colección de frutales, en una finca ubicada kilómetro 7 de Puerto Asís. La semilla se obtuvo de árboles que presentaban un buen rendimiento y estado fitosanitario, las yemas para realizar esta actividad

también se seleccionaron de árboles que presentaban buenas características fenológicas.

La injertación se llevó a cabo en el mes de abril del año 2001, en la finca El Porvenir, vereda Tres Bocanas, municipio de Puerto Asís, propiedad del señor Delfín González, donde se construyó un vivero para facilitar el cuidado y evaluación de estos injertos.

De acuerdo con la literatura y métodos de injertación en frutales tropicales, con esta especie se ensayaron tres métodos de injertación: púa lateral, púa terminal y ventana; con 30 plantas por tratamiento, para un total de 90 plantas injertadas.

Las plantas injertadas se colocaron en doble surco bajo polisombra transcurridos 15 días de realizada la injertación

y en un proceso de prendimiento. Luego de tres semanas se destaparon los injertos. Los parámetros de evaluación fueron: prendimiento, sobrevivencia y brotación. El prendimiento se evaluó a las tres semanas de realizado el injerto, las demás variables se evaluaron cada 15 días.

De acuerdo con los resultados del total de injertos de las 3 repeticiones, en prendimiento el mejor tratamiento fue el de púa lateral con 83.3% de prendimiento, seguido del de púa terminal con 33.3%, finalmente el de ventana con 30%; en cuanto a sobrevivencia a partir de los que prendieron, ésta fue mayor para púa terminal con 60%, seguido del de púa lateral con 48% y no hubo sobrevivencia en ventana.

Se realizaron prácticas culturales de manejo fitotécnico posinjerto como: descope del patrón, tutorado del injerto, riegos, control de malezas y enfermedades.

<i>Desarrollo de injertos de borjé</i>		
	<b>Prendimiento (%)</b>	<b>Sobrevivencia (%)</b>
Injerto de púa lateral	83.3	48 de los que prendieron
Injerto de púa terminal	33.3	60 de los que prendieron
Injerto de escudete	30.0	0 de los que prendieron

### *Propagación por acodo aéreo*

En la colección de frutales, ubicada en una finca situada a km 7 vía Puerto Asís - Mocoa, en el mes de mayo del año 2001, se seleccionaron árboles de borjé con características fenotípicas deseables y se realizaron 3 tratamientos de acodos aéreos, por anillado (2 cm de ancho), anillado rayado y rayado (consiste en cortes inclinados sobre la corteza de 2 cm de largo), en las ramas vigorosas y rectas del tercio medio e inferior y sobre las

zonas libres de nudos y yemas, a las heridas producidas se les aplicó el estimulador en polvo comercial Hormonagro No. 1, esta zona se rodeó con tierra húmeda y mantillo tomado del pie del árbol y se procedió a cubrir con plástico negro.

Para cada tratamiento se hicieron 20 acodos para un total de 60. Los parámetros de evaluación fueron: formación de callo, tiempo brotación de raíces y número y longitud de raíces y se evaluaron mensualmente.

<i>Desarrollo de acodos de borjé</i>				
<b>Acodo</b>	<b>Total acodos (No.)</b>	<b>Formación de callo (%)</b>	<b>Formación de raíces (%)</b>	<b>Longitud de raíces (cm)</b>
Anillados	20	80	60	4.7
Anillados rayados	20	70	60	5.0
Rayados	20	35	10	6.5

A vivero se transplantaron a bolsa en total 26 acodos, de los cuales 12 corresponden al método de acodo aéreo anillado, 12 del método acodo aéreo anillado rayado y 2 del método acodo aéreo rayado, lo que representa el 60% del total del método acodo aéreo anillado, el 60% del método acodo aéreo anillado rayado y 10% del método rayado; obteniéndose para cada método de acodo aéreo una sobrevivencia en vivero del 100% de los que forman raíces.

La descripción de brotación de yemas, se refiere a aquellos acodos que se les hizo poda foliar al momento del trasplante a bolsa, debido a que no a todos se les hizo dicha labor cultural, los 26 acodos se llevaron a sitio definitivo en cada una de las parcelas agroforestales establecidas durante la ejecución del proyecto.

### Evaluación de acodos de borjé en vivero

Método de acodo	Acodos transplantados a bolsa (No.)	Sobrevivencia		Brotación de yemas		Longitud yemas (cm)
		(No.)	(%)	(No.)	(%)	
Anillado	12	12	100	0	0	0
Anillado rayado	12	12	100	2	16.7	5.0
Rayado	2	2	100	2	100	6.5

## 5. PROPAGACIÓN POR ESTACA DE ESPECIES ARBÓREAS CON POTENCIAL FORRAJERO

\*Matilde Cipagauta Hernández

\*\*José María Tróchez



Estaca de leguminosa en bolsa

Una de las grandes preocupaciones de los productores, cuando deciden incorporar alguna especie arbórea en la finca, es la consecución de semilla. Las principales especies arbóreas con características forrajeras que se están utilizando en diferentes formas de manejo silvopastoril para condiciones de la Amazonia y cuya propagación es factible realizarla por estaca, dada la dificultad en la consecución de semilla sexual son las siguientes: *Erythrina fusca* (cachimbo), *Glicidia sepium* (matarratón), *Clitoria fairchildiana* (bohío), *Trichantera gigantea* (nacedero).



Estaca maderosa de campo

\* Zoot. M.Sc. Investigador CORPOICA, Centro de Investigación Macagual, Florencia, 2003

\*\* Administrador Agropecuario. Auxiliar de Investigación, CI Macagual

A pesar que las especies florecen durante los meses de mínima precipitación (noviembre, dic-embre y enero) y se adaptan muy bien a condiciones de trópico húmedo, tienen una alta exigencia de horas luz para producir semilla sexual. Dado que durante los dos a tres meses siguientes a la floración, el número de horas de brillo solar sólo alcanza un promedio de 4.5 horas/día (García y col., 2002), estas horas de luz no son suficientes para que las plantas fructifiquen. Por lo tanto, una muy buena alternativa es manejar la propagación por estaca.

Para tratar de dar respuesta a algunos de los problemas planteados se adelantó en el Centro de Investigaciones Macagual de CORPOICA, en Florencia Caquetá, en condiciones de invernadero, de vivero y de campo en suelos de terraza y vega, una serie de ensayos entre 1996 y 2002, estos ensayos de evaluación de estacas de especies con potencial forrajero para la alimentación animal, se sembraron en épocas seca y lluviosa, a continuación se describen algunos resultados de propagación de estas especies arbóreas forrajeras.

### *Ensayo 1. Siembras de estacas cortas en vivero*



Evaluación de estacas cortas en vivero

Se cortaron 120 estacas por especie con una longitud de 50 cm aproximadamente y con 3 a 3.5 cm de diámetro, con el objeto de evaluar la capacidad de rebrote, el número y longitud de rebrotes así como la capacidad de emitir raíces. El número promedio de nudos o yemas por estaca para cada una de las especies al momento de plantarlas fue el siguiente: nacedero de 3 a 4 yemas, matarratón 17 yemas, cachimbo 6 yemas y bohío 12 yemas.

A cada una de las estacas se le hizo una incisión en la parte inferior y se realizó el desprendimiento de 2 cm de la corteza, para ganar área de enraizamiento (Bishop y col., 1992). Después se les aplicó un regulador de crecimiento de raíces denominado hormonagro para estimular la producción de raíces. Luego de aplicado el enraizador se dejó secar por 10 minutos y se sembraron verticalmente a una profundidad de 10 cm en bolsa de 2 kg, que contenía sustrato de 50% de tierra, 25% de arena y 25% de abono orgánico. Las estacas no fueron tratadas con insecticidas y cicatrizantes.

En las estacas de nacedero, matarratón y nacedero amazónico, hubo rebrote de yemas antes de los 30 días, en el bohío las yemas comienzan a brotar entre los 60 a 90 días. En el Cuadro 1 se presentan los resultados del prendimiento de las estacas a los 120 días.

Con relación a los porcentajes de sobrevivencia a los 120 días, la especie bohío fue la que presentó menor porcentaje, con un 69%. Las demás especies estuvieron en un rango de 80 a 82% estacas con rebrotes. En general el número de rebrotes por estaca en las diferentes especies varía entre 2.3 y 3.2 rebrotes en promedio a los cuatro meses de plantadas.

El número promedio de raíces por estaca a los 120 días de plantadas presenta una mayor variación. Las

**Cuadro 1. Prendimiento de estacas, a los 120 días de plantadas, en el CI Macagual, CORPOICA Florencia, 1996**

Especie	Sobrevivencia (%)	Rebrotes (No.)	Longitud de rebrotes (cm)	Raíces (No.)	Longitud de raíces (cm)
Matarratón	82	2.7 ± 0.76	28.9 ± 14	18.5 ± 14.5	21.5 ± 8.3
Bohío	69	3.2 ± 0.51	26.6 ± 9.0	16.1 ± 6.1	24.7 ± 1.7
Nacedero	80	2.6 ± 0.53	13.1 ± 2.7	40.6 ± 30.6	23.9 ± 5.7
Cachimbo	80	2.3 ± 0.46	30.8 ± 15	11.8 ± 8.0	37.4 ± 12

especies con mayor número de raíces por estaca fueron para nacedero, con un promedio de 40.6 raíces, seguido de matarratón y bohío cuyos promedios fueron de 18 y 16 raíces respectivamente. La especie con menor número de raíces fue cachimbo con 11.8 raíces por estaca en promedio.

A su vez la longitud promedio de las raíces de cachimbo, bohío y matarratón a los 120 días de plantadas estuvieron entre 26 a 30 cm, siendo de mayor longitud que las raíces de nacedero, cuyo promedio fue de 13 cm aproximadamente.

Una característica importante de las raíces de matarratón es que son muy frágiles y quebradizas. Esta situación debe tenerse en cuenta para tratar con cuidado el material, en caso de ser necesario propagar estacas de matarratón para transplantar en campo.

La propagación de especies arbóreas por medio de estacas cortas en bolsas, es conveniente realizarla para garantizar buen prendimiento de las mismas al establecerlas en campo, especialmente cuando el objetivo sea cosechar forraje. Sin embargo, en este último caso, la cosecha del forraje debe manejarse en lo posible bajo corte, para impedir que puedan ser arrancadas por los animales durante el ramoneo directo, debido a que sus raíces adventicias no profundizan en el suelo. Igualmente, se sugiere que el primer corte de los rebrotes de la estaca, para estimular la salida de nuevos rebrotes, debe realizarse cuando tengan mínimo un metro y medio de longitud y a un metro de altura desde la raíz del tallo para permitir la persistencia de la nueva planta.

### **Ensayo 2. Siembra de estacas largas en campo con dos sistemas de manejo previo al establecimiento**

En suelos de terraza del Centro de Investigación Macagual, durante la época lluviosa, se realizó la siembra y evaluación de estacas largas, de cuatro especies arbóreas con potencial forrajero, para ser utilizadas como cercas vivas, sobre linderos de cercas de potreros ya establecidas. La siembra de las estacas se realizó bajo dos tratamientos, consistentes en dos sistemas de manejo de las estacas previo al establecimiento directamente en el campo (sin pregerminación en vivero).

Se cortaron 72 estacas para cada tratamiento y para cada una de las siguientes especies: *Erythrina fusca* (cachimbo) *Glinicidia sepium* (matarratón), *Clitoria farchildiana* (bohío),



Estacas largas de matarratón como cerca viva

*Trichantera gigantea* (nacedero), procedentes de las primeras ramas o ramas más bajas de árboles de más de 10 años de sembrados, con el objeto de evaluar la capacidad de rebrote, el número y longitud de rebrotes. Las estacas se cortaron con una longitud entre 1.50 y 2.10 metros, con un diámetro entre 6 y 8 cm.

El primer tratamiento de manejo de las estacas, consistió en cortar las estacas del árbol madre y dejarlas tendidas en reposo bajo sombra del árbol por 30 días antes de la siembra definitiva en campo (Jolin y Torquebiau, 1992). El segundo tratamiento consistió en realizar una incisión y desprendimiento de la corteza, en un área de 2.5 cm por 10 cm de la parte inferior de la estaca, aplicando una sustancia hormonal (Hormonagro) para estimular la emisión de raíces y a continuación, se sembraron las estacas a una profundidad de 20 cm, intercalada entre especies y distanciadas a dos metros entre estaca, a lo largo de las cercas de alambre preestablecidas. A todas las estacas se registró información de sobrevivencia, número, longitud de rebrotes y ubicación de los rebrotes a la edad de 30, 60, 90 y 120 días después de sembradas.

La evaluación de sobrevivencia de las estacas a los 30 días de plantadas, indicó que en general las estacas no presentan mortalidad y se observa la emisión de los primeros rebrotes en las estacas de matarratón y cachimbo en ambos tratamientos. A los 60 días de plantadas, las estacas de matarratón y cachimbo de ambos tratamientos presentan un porcentaje de sobrevivencia del 90 al 95%, nacedero por el contrario, presenta un 77 y 0% de sobrevivencia en el tratamiento sin descanso y con descanso respectivamente. Las estacas de bohío se registran vivas pero sin emisión

de rebrotes. A los 90 días no se detectaron mayores cambios en los porcentajes de sobrevivencia.

En el Cuadro 2 se presenta el porcentaje de sobrevivencia, número y longitud de rebrotes de estacas de las diferentes especies a los 120 días de sembradas. Con relación a la de sobrevivencia de las estacas, el bohío es el que presenta menor porcentaje de sobrevivencia, con 27 y 16% para las estacas con descanso y sin descanso respectivamente. Del mismo modo se determinó, que las estacas de nacedero, no sobrevivieron al descanso previo de las mismas por 30 días antes de la siembra. Por el contrario las estacas de matarratón y cachimbo presentaron porcentajes de sobrevivencia por encima del 90%.

Con relación al número de rebrotes, las dos especies con mejor respuesta tanto en el tratamiento con descanso previo de las estacas antes de la siembra,

como el de siembra inmediata luego del corte han sido las estacas de cachimbo y matarratón (Cuadro 2). Especialmente las estacas de cachimbo, se comportan bien bajo un período de descanso de 30 días, previo a la siembra definitiva. El número de rebrotes en las estacas de cachimbo y matarratón con período de descanso fue de 17 y 12 respectivamente y el número de rebrotes en promedio para las mismas especies sin descanso fue de 14 y 11 respectivamente.

El nacedero presentó un promedio de 3.5 rebrotes por estaca sembrada sin descanso, pues las estacas con descanso no sobrevivieron. El bohío presenta un número reducido de rebrotes, con promedio de un rebrote por estaca tanto con descanso como sin descanso. Debido que es una especie tardía en emitir rebrotes se presenta una alta mortalidad de las estacas (Cibagauta, 2003).

**Cuadro 2. Prendimiento de estaca largas establecidas en suelos de terraza del CI Macagual, a los 120 días de plantadas- CORPOICA Florencia, 1996**

Especie	Sobrevivencia (%)		Rebrotes (No.)		Longitud de rebrotes (cm)	
	Con descanso	Sin descanso	Con descanso	Sin descanso	Con descanso	Sin descanso
Matarratón	95.0	97.0	12.0	11.0	9.8	19.2
Bohío	27.7	16.6	1.0	1.0	2.6	1.2
Nacedero	0	63.8	0	3.5	-	10.7
Cachimbo	92.7	97.2	17.0	14.7	14.8	25

La mayor longitud de los rebrotes a los 120 días, fue para las estacas sin descanso de cachimbo y matarratón con promedio de 25 y 19 cm respectivamente. En estas mismas especies, las estacas con descanso previo antes de la siembra, presentaron una longitud promedio de rebrotes de 14 y 9.8 cm respectivamente.

La menor longitud de los rebrotes a los 120 días de sembradas fue para las estacas de bohío con promedios de 2.6 y 1.2 cm en el tratamiento con descanso y sin descanso respectivamente. La emisión de rebrotes en bohío puede durar entre 90 a 120 días y generalmente ocurre en la parte inferior de la estaca, por lo tanto, se considera que no es conveniente utilizarla en forma de estaca larga para cerca viva, debido a que la parte superior de la estaca muere. El bohío al igual que el

nacedero es conveniente sembrarlo en estacas cortas con el propósito de utilizar el forraje.

La aparición de los rebrotes en la longitud de la estaca, es importante tenerlo en cuenta, especialmente cuando el objetivo es establecer una cerca viva a partir de estacas largas, debido a que el ramoneo de los rebrotes por parte del ganado bovino puede causarle daño a la raíz, cuando no están bien ancladas, ocasionando mortalidad. Por tal motivo, es conveniente realizar un manejo de poda de los rebrotes, a las especies que emiten los rebrotes en toda la longitud de la estaca, para acelerar el desarrollo de los rebrotes ubicados en la parte superior. La aparición de los rebrotes en la parte superior de la estaca, fue más frecuente para matarratón (65%), en toda la longitud de la estaca para nacedero (66%) y cachimbo (54%) y bohío en la parte baja (100%).

Para el caso de bohío, cuyas hojas son muy apetecidas por el ganado bovino, no es conveniente establecerla por estaca larga, debido a que generalmente emite los rebrotes en la parte inferior del tallo, con muerte de toda la parte superior de la estaca. Si se desea establecer una cerca viva con bohío, es conveniente establecerla con plántulas a partir de

semilla sexual o por medio de estacas cortas, siempre y cuando se protejan del consumo del ganado con un segundo cerco de alambre de púa o cerca eléctrica donde exista la posibilidad.

En el Cuadro 3 se presentan algunos indicadores del desarrollo de estacas, con diferentes edades de muestreo.

**Cuadro 3. Indicadores de desarrollo de estacas**

Especie	Edad (meses)	Altura (m)	Diámetro del tallo (cm)	Copa (m)	Rebrotes (No.)
Nacedero	10	1.88	4.2	1.42	2.3
Matarratón	10	2.55	3.4	1.4	1.8
Cachimbo	48	6.3	10	7.0	3.0

### **Ensayo 3. Siembra de estacas en época de mínimas lluvias y suelos de terraza**

Se realizó durante la época de menor precipitación, la siembra de estacas directamente en el campo, utilizando para ello suelos de terraza. Se cortaron 66 estacas de nacedero y 66 de bohío, con una longitud de las estacas de 50 cm y con

un diámetro de 6 a 8 cm, el número de yemas o nudos por estaca fue de 2 a 4. Se hizo incisión a un solo lado en la parte inferior de las estacas y se aplicó Hormonagro, la profundidad de siembra fue de 20 cm. Las estacas de nacedero se sacaron de tallos de plantas de más de 6 metros de alto. Las estacas de bohío se cortaron de ramas intermedias de árboles de más de 10 años de sembrados.

### **Prendimiento de estacas en campo a los 90 días de sembrados, sembradas en época seca, CI Macagual, CORPOICA Florencia, 1999 - 2000**

Especie	Estacas (No.)	Prendimiento	
		(No.)	(%)
Nacedero	66	54	82
Bohío	66	6	9

### **Recomendaciones**

Se recomienda que las estacas de las especies como nacedero, bohío, matarratón y cachimbo para utilización de forraje, sean cortas (50 a 60 cm) y se siembren el mismo día, porque mientras más tiempo se demore hay pérdida del poder de enraizamiento y por lo tanto el prendimiento es más bajo.

Las estacas que se siembren en potrero deben ser protegidas con un segundo cerco, con alambre de púa o con cerca eléctrica, para evitar que los bovinos las dañen por el pisoteo o por el consumo de los rebrotes tiernos, que impiden el desarrollo de las plantas por estaca.

## 6. PROPAGACIÓN VEGETATIVA POR VÍAS CLONALES DE LA PIMIENTA (*Piper nigrum* L.)

\*Raúl Barakova

Entre los años 2002 y 20003 la empresa Futuro Ambiental adelantó una serie de estudios para validar tecnologías de propagación clonal de la especie pimienta (*Piper nigrum* L.), en municipios del sur del departamento de Putumayo. Con estas tecnologías se busca incrementar el rendimiento por unidad de producción entre el 20 y el 30%, obtener plantaciones parejas en su desarrollo, multiplicar únicamente plantas de buen desarrollo y con resistencia a enfermedades, aumentar la precocidad en el inicio de producción de la planta y mejorar el aprovechamiento del material vegetal para la obtención de más plantas. Con estas tecnologías, sin embargo existen también dificultades ya que sólo se pueden obtener clones de plantaciones en producción no menores de 2.5 años, hay unos altos costos de inversión en la adecuación de instalaciones y hay dificultad para la obtención de material de buena calidad.

### *Selección de plantas madres y ramillas para obtención de las estacas*

Se deben seleccionar las plantas madres de donde se obtendrán las estacas, las características de una buena planta madre, deben ser: Tener un buen desarrollo y rendimiento, no estar afectada por plagas ni enfermedades, presentar espigas de buen tamaño y abundancia en las ramillas de carga, las espigas de estas plantas deben tener una maduración pareja. Para la selección de ramas, éstas deben tener ramillas fructíferas que hayan terminado su ciclo de producción, se deben escoger las ramas que presenten raíces adventicias en los entrenudos, se deben descartar ramas que presenten alguna necrosis en los haces vasculares.

### *Preparación del propagador clonal*

Las funciones del propagador clonal son: conservar las condiciones de temperatura, humedad y luz estables, proveer de un medio protegido y de fácil enraizamiento de las estacas y evitar la pérdida de agua por evaporación. El propagador debe construirse en un lugar libre de

vientos y con suficiente agua, los soportes del plástico se pueden hacer con esterillas de guadua, colocándolas en forma de arco a 50 cm de altura. Posteriormente sobre éste se extiende el plástico, enterrando los bordes de éste para evitar que puedan ingresar insectos o corrientes de viento que produzcan la pérdida de humedad.

Existen varias clases de propagadores clonales:

**Camas altas:** Consiste en construir cajones de 2 m de largo por 1 metro de ancho y colocarlos a un metro de altura, para disminuir la incidencia de plagas que puedan dañar las estacas en proceso de enraizamiento.

**Propagador en tierra:** Para su construcción se llenan bolsas de 1 libra y se colocan en eras de 1 m de ancho por 4 ó 5 m de largo dependiendo de la cantidad de material disponible y de la cantidad de plástico que se posea.

Los materiales, insumos y equipos utilizados para la construcción y manejo de plantas en los propagadores pueden ser:

Plástico agroleno calibre 8 Polisombra al 80 ó 70% de penumbra, esterillas de guadua, tierra - arena para el llenado de bolsas o del cajón, para el caso de propagador en bolsa, utilizar bolsas de 1 libra o de 1 kilo como máximo.

Captam o Beniate y Furadán, bomba de espalda, tijeras podadoras.

### *Proceso de preparación, siembra y cuidados de estacas*

Se seleccionan las ramas que presenten buen aspecto provenientes de plantas madres seleccionadas, se cortan estacas con tres nudos dejando una hoja en el nudo superior y luego se sumergen las estacas por 2 minutos en una solución de 1 gramo de fungicida por litro de agua. Una vez desinfectadas las estacas, éstas se colocan en forma recta en las bolsas o el cajón, introduciendo dos nudos en el sustrato y dejando el nudo con la hoja en forma libre para que ésta continúe el proceso de fotosíntesis y respiración. Una vez sembradas todas las estacas se deben iniciar los riegos.

Las estacas deben tratarse con abono foliar al mes de sembradas, se puede aplicar insecticidas y fungicidas como preventivos, se deben retirar los esquejes muertos y reemplazarlos por otros de reserva, se debe continuar con el riego cada 10 ó 15 días dependiendo

\* Ingeniero Agrónomo Fundación Futuro Ambiental, Mocoa Putumayo

de la necesidad. Cuando los esquejes están enraizados se levanta el plástico cuidando de que no penetre el agua lluvia sobre las plantas para evitar el riesgo de presencia de enfermedades.

### **Cuidado de las plantas en vivero o almácigo**

Una vez se retira el plástico las plantas pasan de unas condiciones de propagador a condiciones de vivero, por lo tanto se debe continuar la aplicación de abono foliar y la aplicación de productos como un gramo de Benlate y uno de Ridomil por litro de agua, las plantas deben permanecer en el vivero por espacio de 3 meses o hasta que alcancen un tamaño de 20 cm y con 5 a 6 nudos, luego se deben aclimatar para poder ser llevadas al sitio definitivo. Esta aclimatación consiste en dejar las plántulas en reposo bajo sombra para que éstas se adapten a las condiciones de campo. Es importante proteger el vivero del exceso de humedad pues esto puede producir enfermedades en las plantas.

## **7. PROPAGACIÓN DE RIZOMAS DE HUAGRA CHONDUR (*Cyperus prolixus* Kunth)**

\*Julio Gómez, Jairo García

\*\*Rafael Lozano

Especie de la familia de las ciperáceas. Su rizoma se utiliza tradicionalmente para el control de parásitos gastrointestinales en animales domésticos.

Considerando que la planta se propaga naturalmente por rizomas y que éstos son así mismo la materia prima que se utiliza con fines medicinales, se consideró conveniente explorar la posibilidad de incorporar técnicas que maximicen su tasa reproductiva.

Se adelantaron de manera simultánea tres estudios: 1) Caracterización morfológica del desarrollo de las estructuras subterráneas de la especie; 2) Evaluación de la propagación y producción de rizomas en campo y 3) Determinación de la viabilidad de hacer propagación *in vitro*.

Con el fin de precisar el proceso de propagación vegetativa de la especie, se adelantaron los estudios

morfoanatómicos de la planta prestando especial atención a las características y dinámica de sus estructuras subterráneas. Figura 1.



Figura 1. Planta de 16 meses de sembrada

Las estructuras subterráneas corresponden a rizomas, raíces y tallos bulbosos. Éstos poseen meristemas primarios y adventicios (brotes) de los cuales se pueden diferenciar raíces adventicias o un penacho de hojas basales, las cuales se van expandiendo y transformando en vainas que cubren fuertemente el tallo.

El tallo bulboso da origen a uno, dos o tres brotes, a los 5 días de sembrados éstos son evidentes y alcanzan una longitud de 0.5 a 1.5 cm, posteriormente este brote emerge del suelo y a los 10 días de sembrados alcanza una longitud de 10 cm, simultáneamente se aprecia la formación de las primeras raíces. Posteriormente, se incrementa el desarrollo de la parte aérea y se aprecia un aumento en el número de raíces, a los 34 días el brote puede alcanzar una altura entre 30 y 40 cm.

Después de aproximadamente 60 días se da inicio a la formación de un nuevo tallo bulboso, caracterizado por el engrosamiento de la base del brote nivel del suelo (ver figura). Las raíces del tallo bulboso original se vuelven fibrosas y se van perdiendo y se da la formación de nuevas raíces en forma abundante a partir de los entrenudos del nuevo tallo bulboso.

Durante este proceso que se va repitiendo varias veces, normalmente se activan de dos a tres brotes por tallo bulboso inicial, lo que indica la presencia de cierta dormancia a nivel de los brotes laterales en los respectivos tallos bulbosos.

\* Investigadores Corpoica, CI Macagual

\*\* Estudiante Universidad Amazonia, Facultad de Veterinaria y Zootecnia

Los rizomas se forman a partir de brotes laterales subterráneos. Cuando la competencia entre tallos bulbosos es muy alta, el brote se va alargando en busca de un espacio donde pueda emerger y formar un nuevo tallo bulboso, este brote subterráneo se va engrosando a medida que se desarrolla. Figura 2.

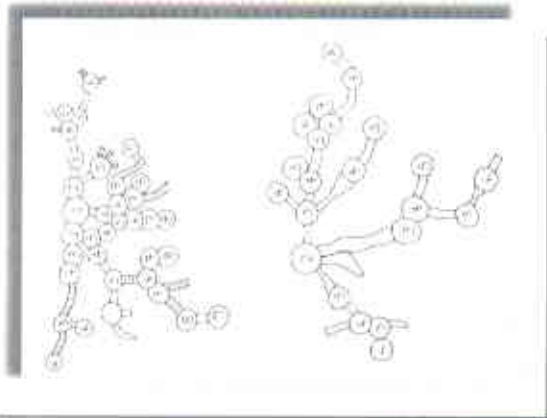


Figura 2. Esquema del proceso de propagación.

Con el fin de determinar la productividad de material vegetal subterráneo en un período dado asociado a los períodos de desarrollo, se tomaron los datos a dos plantas y se promediaron los valores de número de estructuras reproductivas (tallos bulbosos y rizomas) por generación y el peso correspondiente a cada generación.

Se instalaron lotes de propagación utilizando rizomas. Éstos se cosecharon periódicamente y se sembraron para mantener un stock suficiente para propagación y como materia prima para uso medicinal.

La productividad media por metro cuadrado fue de 5.874 gramos de biomasa subterránea sin incluir raíces, lo que permite estimar una productividad cercana a las 60 toneladas por hectárea.

### *Evaluación del método de propagación rápida por rebrotes*

Se estableció un ensayo preliminar con tallos bulbosos jóvenes de *Cyperus*. Una vez cosechados se les eliminó la parte aérea y se les hizo un corte de dominancia consistente en eliminar el meristemo terminal con una herida en forma de cruz en la parte superior del tallo bulboso, ello con el fin de estimular la emisión de nuevos brotes.

Con la técnica utilizada tan sólo se pudo apreciar la emisión de un solo brote y en el 70% de los casos se presentó mortalidad del tallo. Muy seguramente las heridas provocaron la contaminación del tallo causando su muerte.

De igual manera se requiere llegar directamente al meristemo y éste se encuentra internamente aproximadamente a 0,5 cm del cuello de la parte aérea. Esto dificulta llegar a él sin causar daños importantes.

Se logró avanzar igualmente en la etapa de introducción de material vegetal (explantes) a laboratorio para su propagación *in vitro*. Para el efecto se realizaron ensayos para determinar la respuesta de frente a desinfectantes y antioxidantes convencionales.

Aunque la respuesta no fue la mejor, se pudo determinar que ésta es una buena opción para la propagación masiva de este material. Se requiere hacer algunos ajustes en el control de infecciones.



Estaca de botón de oro (*Titonia diversifolia*)



Estaca de canecillo (*Bombacopsis quinata*)



Rizomas de heliconias (*Heliconia* sp.)

## BIBLIOGRAFÍA

- BOUTHERIN, D.; BRON, G. 1989. *Multiplicación de plantas hortícolas*. Instituto Agrícola y Hortícola Anger. 225p.
- BISHOP, J.; GUTIÉRREZ, U. F. y COSTALES, J. 1992. *Pastos con árboles en la selva baja de la Amazonia ecuatoriana. Manejo silvopastoral*. En: Producción agropecuaria en la selva húmeda de la región amazónica. Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias-INIAP, Editores: Hernán Caballero y Ángel Anzules. P 47-60.
- CIPAGAUTA, H. M. 2003. *Especies arbóreas y arbustivas utilizadas en arreglos silvopastoriles para los sistemas ganaderos del Piedemonte Caqueteño*. En: Estrategias de alimentación y nutrición en ganado bovino. De la ganadería extensiva de tipo extensivo hacia modalidades de manejo intensivo. CORPOICA-PRONATTA- ADECOG, (Memorias) 117p. Florencia, octubre de 2003.
- ENCISO, N. R. 1992. *Propagación del camu camu (Myrciaria dubia) por injerto*. Instituto Nacional de Investigación Agraria y Agroindustrial. Dirección General de Investigación Agrícola. Programa de Investigación en Cultivos Tropicales. Serie Técnica. Informe Técnico 02/2.3-N° 1.992. Lima Perú. 17 p.
- ESCOBAR, A. C. J.; ZULUAGA, P. J. J. 1997. *La uva caimaronera*. Programa Regional de Agroforestería, Corpoica, Ministerio de Agricultura. 2 p.
- ESCOBAR, A. C. J.; ZULUAGA, P. J. J.; OSORIO, M. V. E. 2002. *Manual técnicas de propagación de especies vegetales leñosas promisorias para el Piedemonte de Caquetá*. Programa Regional de Agroforestería, Corpoica, Ministerio de Agricultura. 28 p.
- FLORES, P. S. 1997. *Cultivo de frutales amazónicos*. Manual para el extensionista. Tratado de Cooperación Amazónica. Secretaría Protempore. Lima.
- GARCÍA, J.; CIPAGAUTA, M.; GÓMEZ, J. E. y GUTIÉRREZ, J. A. 2002. *Descripción, espacialización y dinámica de los sistemas de producción agropecuaria en el área intervenida del departamento de Caquetá*. Corpoica-Pronatta 66p.
- HARTMANN, H. T.; KESTER, D. E.; DAVIES, F. T. and GENEVE, R. L. 1997. *Plant propagation. Principles and practices*. 6th ed. New Jersey. Prentice Hall.
- IIAP. 1998. *Programa de agroexportación de camu camu*. Manejo agronómico de plantación de camu camu. guía técnica para extensionistas. Iquitos Perú.
- JAENICKE, H.; BENIEST, J. 2002. *Vegetative tree propagation in agroforestry*. Training Guidelines and References. ICRAF, Nairobi Kenya. 132p.
- JOLÍN, D. L. y TORQUEBUA, E. 1992. *Estacas largas un salto para empezar a plantar árboles*. Agroforestry today 4(4):16-16.
- LÓPEZ DA SILVA, S. E. y CLARET DE SOUZA, A. G. 1996. EMBRAPA. *Avaliação do desempenho do camu camu (Myrciaria dubia HBK Mc. Vaugh)*. Pesquisa em Andamento. N° 22. EMBRAPA. P. 1-2.
- MENDOZA, R. O.; PICÓN, B. C.; GONZALES, T. J.; CÁRDENAS, M. R.; PADILLA, T. C.; MEDIAVILLA, G. 1989. *Informe de la expedición de recolección de gemoplasma de camu camu (Myrciaria dubia) en la Amazonia Peruana*. Instituto Nacional de Investigación en Cultivos Tropicales. Lima, Perú 19 p.
- RIVAR, R. y GONZALES, R. I. *Tecnología del cultivo de camu camu (Myrciaria dubia HBK. Mc Vaugh) en la Amazonia Peruana*. Ministerio de Agricultura. INIA. Estación Experimental Pucallpa, Ministerio de la Presidencia. 45 p.
- TRATADO DE COOPERACIÓN AMAZÓNICA. 1996. *Frutales y hortalizas promisorias de la Amazonia*. 367 p.
- VÁSQUEZ, C.; OROZCO, A.; ROJAS, M.; SÁNCHEZ, E.; CERVANTES, V. 1997. *La reproducción de plantas: semillas y meristemas*. Fondo de Cultura Económica, México.
- VILLACHICA, L. H. 1993. *Camu camu: Un nuevo cultivo para la Amazonia Peruana*. Fundeagro. Revista del Agro. Año 2 (25): 7 - 9. Lima. Perú.
- VILLACHICA, L. H. 1996. *El cultivo del camu camu (Myrciaria dubia HBK. Mc Vaugh) en la Amazonia Peruana*. Tratado de Cooperación Amazónica, Secretaría Pro Tempore. Lima Perú. 95 p.
- ZOBEL, B.; TALBERT, J. 1994. *Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales*. North Carolina State University, USA. 545p.