

UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



TÉCNICAS DE PROPAGACIÓN POR ESTACAS

TRABAJO MONOGRAFICO PARA OPTAR EL TÍTULO
PROFESIONAL DE:

INGENIERO AGRÓNOMO

PRESENTADO POR EL BACH.
MERLIN HAROLD GÁRATE DÍAZ

UCAYALI-PERU

2010

DEDICATORIA

A la memoria de mi padre, Esteban

A mi madre, Clara

A mis hermanos Christian, Mariela,

Aracelli, Larisa, Iván y Soraya

A mi amor, Jessica

AGRADECIMIENTO

Esta monografía, si bien ha requerido el esfuerzo y dedicación por parte del autor, no hubiera sido posible su realización sin el apoyo de las siguientes personas e instituciones:

Al Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) con sede en Ucayali, por brindarme la oportunidad de desarrollar el presente trabajo de investigación, en el marco de los objetivos del proyecto PROVEFOR, con el aporte financiero del Fondo para la Innovación Ciencia y tecnología (FINCyT).

Al Ing. Manuel Soudre Zambrano M. Sc., asesor principal del presente trabajo monográfico y coordinador del proyecto PROVEFOR, por constante y esmerada orientación, enseñanza, comprensión y amistad, durante el desarrollo de la investigación.

Al equipo de trabajo del área forestal del IIAP con sede en Ucayali: Héctor Guerra, Wilson Guerra, Rony Ríos, Frank Vidal, Marcos Flores, Oscar Paredes, Germán Rafael, Edith Azpur, Joel Saboya, por su apoyo y amistad hacia el autor.

A la Universidad Nacional de Ucayali, mi alma mater, y a través de ella, a los catedráticos que me instruyeron hacia el conocimiento y el saber.

Al Dr. Gilberto Domínguez Torrejón, de la UNALM, por su apoyo y consejos; asimismo, a los ingenieros José Palacios y Juan Jaulis del área de ornamentales, por sus orientaciones.

A todas las personas que de alguna manera contribuyeron directa o indirectamente a la realización de esta meta.

Este trabajo monográfico fue aprobado por los miembros del jurado calificador pertenecientes a la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Nacional de Ucayali, como requisito para optar el título de Ingeniero Agrónomo.

Ing. Fernando Pérez Leal M. Sc.

Presidente

Ing. Andrés Avelino Isla Maldonado

Secretario

Ing. Pablo Pedro Villegas Panduro

Miembro

Ing. Manuel Antonio Soudre Zambrano M. Sc.

Asesor

Merlin Harold Gárate Díaz

Bachiller

INDICE

INTRODUCCION

CAPITULO I: GENERALIDADES SOBRE PROPAGACION VEGETATIVA.....	3
1.1 PROPAGACION ASEJUAL O VEGETATIVA.....	3
1.2 PROPAGACION VEGETATIVA A TRAVÉS DE ESTACAS.....	5
1.3 BASES FISIOLÓGICAS Y ANATÓMICAS DE LA FORMACIÓN DE RAÍCES ADVENTICIAS.....	8
1.4 PRINCIPALES FACTORES QUE CONDICIONAN EL ENRAIZAMIENTO DE ESTACAS.....	12
1.4.1 Condiciones nutricionales de la planta madre.....	12
1.4.2 Edad de la planta madre.....	13
1.4.3 Tipo de madera seleccionada para estacas.....	14
1.4.3.1 Diferencias entre las diversas partes de la rama.....	14
1.4.3.2 Madera floral o vegetativa.....	15
1.4.4 Longitud y diámetro de las estacas.....	16
1.4.5 Superficie y retención foliar de las estacas.....	17
1.4.6 Efecto de la iluminación.....	19
1.4.7 Temperatura del ambiente y del sustrato.....	20
1.4.8 Humedad relativa del ambiente.....	21
1.4.9 Medios de enraizamiento.....	22
1.4.10 Reguladores de crecimiento.....	23
1.4.11 Tipos de reguladores de crecimiento.....	25
1.4.11.1 Auxinas.....	26
1.4.11.2 Citoquininas.....	28
CAPITULO II: TECNICAS DE PROPAGACIÓN POR ESTACAS.....	29
2.1 METODOLOGÍA DE PROPAGACIÓN POR ESTACAS.....	29
2.2 IMPORTANCIA DE PROPAGAR POR ESTACA.....	30
2.3 VENTAJAS E INCONVENIENTES DE LA PROPAGACIÓN POR ESTACA.....	32
2.4 TIPOS DE ESTACA.....	35
2.4.1 Estacas de tallo.....	35
2.4.1.1 Estacas de madera dura (especies deciduas).....	36
2.4.1.2 Estacas de madera dura (siempreverdes de hoja angosta).....	38
2.4.1.3 Estacas de madera semidura.....	39
2.4.1.4 Estacas de madera suave.....	40
2.4.1.5 Estacas herbáceas.....	41
2.4.2 Estacas de hojas.....	42
2.4.3 Estacas de hojas con yema.....	43

2.4.4	Estacas de raíz.....	45
2.5	PLANTAS MADRES FUENTES DE MATERIAL PARA ESTACAS.....	46
2.5.1	Selección de los árboles donantes.....	46
2.5.2	Recolección y traslado del material vegetativo.....	47
2.5.3	Establecimiento del Jardín de multiplicación.....	49
2.5.4	Manejo del jardín de multiplicación.....	52
2.5.4.1	Fertilización y abonamiento.....	53
2.5.4.2	Riego.....	54
2.5.4.3	Iluminación.....	54
2.5.4.4	Poda.....	55
2.5.4.5	Deshierbo.....	56
2.5.4.6	Control fitosanitario.....	56
2.5.5	Técnicas para favorecer el enraizamiento.....	57
2.5.5.1	Anillado.....	57
2.5.5.2	Sombreado, etiolación y aplicación de bandas.....	57
2.6	MEDIOS USADOS PARA EL ENRAIZAMIENTO DE ESPECIES ARBOREAS.....	59
2.6.1	Tipos de sustratos usados comúnmente.....	59
2.6.2	Sustratos comerciales y alternativos.....	61
2.6.3	Técnicas de desinfección de sustratos.....	63
2.7	AMBIENTES Y ESTRUCTURAS PARA LA PROPAGACIÓN.....	64
2.7.1	Invernaderos.....	65
2.7.1.1	Sistemas de nebulización intermitente.....	67
2.7.1.2	Cámaras de sub-irrigación.....	71
2.7.2	Sombreadores de ambientes de propagación.....	74
2.7.3	Contenedores para la propagación vegetativa.....	74
2.8	PREPARACION DE LAS ESTACAS.....	77
2.8.1	Corte de las estacas.....	77
2.8.2	Recorte del área foliar.....	79
2.8.3	Lesionado.....	80
2.8.4	Desinfección de las estacas.....	81
2.8.5	Tratamiento con reguladores de crecimiento.....	82
2.8.5.1	Métodos de aplicación.....	82
2.8.5.1.1	Aplicación de productos comerciales en polvo.....	82
2.8.5.1.2	Métodos de remojo en solución diluida.....	83
2.8.5.1.3	Métodos en solución concentrada.....	84
2.8.5.2	Productos comerciales, alternativos y concentraciones.....	86
2.8.6	Instalación de estacas en el medio de enraizamiento.....	88
2.9	MANEJO DURANTE EL ENRAIZAMIENTO.....	89
2.9.1	Manejo y monitoreo de las condiciones ambientales.....	89
2.9.2	Control fitosanitario.....	91

2.9.3	Período de extracción de las estacas enraizadas.....	92
2.10	MANEJO DESPUES DEL ENRAIZAMIENTO.....	93
2.10.1	Aclimatación.....	93
2.10.1.1	Sustratos.....	94
2.10.1.2	Envases.....	95
2.10.1.3	Repique.....	95
2.10.1.4	Sombreamiento.....	95
2.10.1.5	Podas y riego.....	96
2.10.2	Viverización.....	97
	CAPITULO III: PRINCIPALES ESPECIES ARBOREAS DE LA AMAZONIA PERUANA	99
	PROPAGADAS POR ESTACA.....	99
3.1	ESPECIES FRUTALES CON POTENCIAL AGROINDUSTRIAL.....	99
3.1.1	CAMU CAMU.....	99
3.1.1.1	Descripción botánica.....	99
3.1.1.2	Valor agroindustrial e importancia económica.....	101
3.1.1.3	Propagación por estacas.....	102
3.1.1.3.1	Antecedentes.....	102
3.1.1.3.2	Metodología de propagación.....	104
3.1.2	CACAO.....	107
3.1.2.1	Descripción botánica.....	107
3.1.2.2	Valor agroindustrial e Importancia económica.....	109
3.1.2.3	Propagación por estacas.....	110
3.1.2.3.1	Antecedentes.....	110
3.1.2.3.2	Metodología de propagación.....	112
3.1.2.4	Costo de producción.....	115
3.1.3	SACHA INCHI.....	115
3.1.3.1	Descripción Botánica.....	115
3.1.3.2	Valor agroindustrial e importancia económica.....	117
3.1.3.3	Propagación por estacas.....	118
3.1.3.3.1	Antecedentes.....	118
3.1.3.3.2	Metodología de propagación.....	118
3.2	ESPECIES FORESTALES MADERABLES.....	120
3.1.1	CEDRO.....	120
3.1.1.1	Descripción botánica.....	120
3.1.1.2	Uso y valor comercial.....	122
3.1.1.3	Propagación vegetativa por estacas.....	122
3.1.1.3.1	Antecedentes.....	122
3.1.1.3.2	Metodología de propagación.....	123
3.1.1.4	Costo de producción.....	125

3.2.1	CAOBA.....	126
3.2.1.1	Descripción botánica.....	126
3.2.1.2	Uso y valor comercial.....	128
3.2.1.3	Propagación vegetativa por estacas.....	129
3.2.1.3.1	Antecedentes.....	129
3.2.1.3.2	Metodología de propagación.....	129
3.2.1.4	Costo de producción.....	131
3.2.2	TORNILLO.....	132
3.2.2.1	Descripción botánica.....	132
3.2.2.2	Uso y valor económico.....	134
3.2.2.3	Propagación vegetativa por estacas.....	134
3.2.2.3.1	Antecedentes.....	134
3.2.2.3.2	Metodología de propagación.....	135
3.2.2.4	Costo de producción.....	137
3.2.3	ISHPINGO.....	138
3.2.3.1	Descripción Botánica.....	138
3.2.3.2	Uso y valor comercial.....	139
3.2.3.3	Propagación vegetativa por estacas.....	140
3.2.3.3.1	Antecedentes.....	140
3.2.3.3.2	Metodología de propagación.....	140
3.2.3.4	Costo de producción.....	142
3.3	ESPECIES FORESTALES NO MADERABLES.....	143
3.3.1	SANGRE DE GRADO.....	143
3.3.1.1	Descripción Botánica.....	143
3.3.1.2	Uso y valor comercial.....	144
3.3.1.3	Propagación vegetativa por estacas.....	145
3.3.1.3.1	Antecedentes.....	145
3.3.2	UÑA DE GATO.....	147
3.3.2.1	Descripción botánica.....	147
3.3.2.2	Uso y valor comercial.....	149
3.3.2.3	Propagación vegetativa por estacas.....	149
3.3.2.3.1	Antecedentes.....	149
3.3.2.3.2	Metodología de la propagación.....	150
3.3.2.4	Costo de producción.....	152
	CONCLUSIONES.....	153
	RECOMENDACIONES.....	155
	BIBLIOGRAFIA.....	157
	ANEXOS	

INDICE DE FIGURAS

Número		Página
1	Diagrama simplificado del proceso de propagación vegetativa de especies arbóreas a partir de estacas juveniles, IIAP-FINCyT.	29
2	Estacas de hoja: a) Violeta africana (<i>Saintpaulia ionantha</i>); b) <i>Piperomia sp.</i> Fuente: UNALM, 2010.	43
3	Miniplantación de especies forestales bajo la modalidad de huerto yemero (IIAP-Ucayali 2010).	52
4	Miniplantación de <i>Guazuma crinita</i> . Poda para favorecer el crecimiento de brotes vigorosos (IIAP-Ucayali 2010).	55
5	Esquema de etiolado de propagación de estaca de madera suave usando Velcro (tomado de Maynard y Bassuk; citado por Hartmann <i>et al.</i> , 1997).	58
6	Diversos tipos de sustratos alternativos en proceso de solarización, para su empleo en el enraizamiento de estacas (IIAP-Ucayali 2010).	62
7	Plantas ornamentales producidos en Invernadero (UNALM-2010).	66
8	Partes básicas de la instalación de un sistema de nebulización intermitente. Con un temporizador de apagado de día y noche, y el segundo temporizador que provee ciclos de intermitencia. (tomado de Hartmann <i>et al.</i> , 1997).	71
9	Diseño de la cámara de sub-irrigación (tomado de Longman, 1993).	72
10	Diversos contenedores recuperables y no recuperables para la propagación vegetativa.	76
11	Corte de las estacas de tornillo <i>Cedrelinga cateniformis</i> obtenido del huerto yemero (IIAP-Ucayali, 2010).	78
12	Recorte del área foliar en estacas, empleando plantillas de cartón (IIAP-Ucayali, 2009).	80

13	Tratamiento hormonal por método de solución concentrada. Izquierda: Aplicación de regulador de crecimiento AIB, por 3 segundos. Derecha: evaporación del alcohol con aire fresco, inmediatamente después del tratamiento hormonal concentrado (IIAP-Ucayali, 2009).	85
14	Inserción de las estacas. Izquierda: Posición inclinada de piñón blanco en sistema de nebulización (Noor <i>et al</i> , 2009). Derecha: establecimiento de estacas en la cámara de sub-irrigación (Soudre, 2010)	89
15	Uso de gradualidad y tonalidad de sombras, son convenientes probar para la aclimatación de plántones de origen vegetativo (IIAP-Ucayali, 2010).	96
16	Raíces adventicias formadas en la especie <i>Cedrela odorata</i> en fase de viverización (6 meses de edad). Izquierda: Nótese, la estaquilla, el nuevo brote y el abundante sistema radicular. Derecha: detalle de la estaquilla y el sistema radicular (IIAP-Ucayali, 2010).	98
17	Plantación de <i>M. dubia</i> en caserío Pacacocha, Ucayali Perú. (Tomado de Puente, 2008).	100
18	Estacas enraizadas de <i>M. dubia</i> a los 90 días provenientes de brotes de ramas terciarias de plantación de 20 años (tomado de Puente, 2008).	106
19	Arbusto de <i>T. cacao</i> en plena fructificación (Tomado de Aldana, 2009).	108
20	Izquierda: Instalación de estacas de <i>T. cacao</i> , bajo condiciones de cámara de nebulización. Derecha: estaca enraizada de <i>T. cacao</i> (tomado de Mata, 2006).	113
21	Izquierda: Estacas cubiertas de <i>T. cacao</i> , el cual dura 45 a 60 días. Derecha: Desarrollo radicular a partir de estacas (Tomado de Aldana, 2009).	114
22	Planta de Sacha inchi, en plena fructificación (Tomado de Agrosanmartín).	116
23	Estaca juvenil enraizada de <i>P. volubilis</i> L. a los 45 días (tomado de Bartra, 2009).	119
24	Árbol típico de <i>C. odorata</i> de plantación (tomado de Mesen, 2008).	121

25	Izquierda: estaca enraizada de <i>C. odorata</i> de 30 días de establecida. Derecha: proceso de repicado de la estaca enraizada (tomado de Soudre, 2010).	124
26	Árbol de <i>S. macrophylla</i> en bosque primario (tomado de Mesen, 2008).	127
27	Estaca juvenil enraizada de caoba (<i>S. macrophylla</i>) a los 40 días, lista para repique en bolsa (IIAP, 2010).	130
28	Fuste del árbol de Tornillo (<i>C. cateniformis</i>), en plantación de fajas de enriquecimiento, Estación Experimental Von Humboldt, Ucayali (tomado de Flores, 2009).	133
29	Estaca enraizada de tornillo en cámara de sub-irrigación, a los 42 días (IIAP Ucayali, 2010).	136
30	Árbol de ishpingo (<i>Amburana cearensis</i>) en bosque residual.	139
31	Propagación de ishpingo (<i>Amburana cearensis</i>), en tubetes, en cámara de nebulización del IIAP-Ucayali (Rafael, 2010).	141
32	Árbol de sangre de grado (<i>C. lechleri</i>) y detalle de las ramas adultas	144
33	Detalles del tallo de la uña de gato (FAO).	148
34	Estaca juveniles enraizadas de uña de gato (<i>U. tomentosa</i>) a los 15 días en cámaras de sub-irrigación (tomado de Soudre, 2007).	152

INDICE DE CUADROS

Número		Página
1	Lista de reguladores de crecimiento comerciales permitidos para propagación de plantas (tomado y adaptado de Cerveny y Gibson, 2005).	87

RESUMEN

Este trabajo reúne y analiza las diversas técnicas y principales experiencias en propagación vegetativa a través de estacas de especies arbóreas nativas de la Amazonía peruana, como base para iniciar acciones de mejoramiento genético y producción de germoplasma a escala comercial; para ello se realizó una revisión exhaustiva de las fuentes orales, escritas y digitales; además, de seleccionar un grupo de especies por su importancia económica, ecológica, agroindustrial, desarrollo tecnológico y potencial de ser incluidos como parte del sistema agroforestal. En primer lugar, se logró obtener el estado de conocimientos de los principales factores que afectan la propagación vegetativa mediante diversos tipos de estacas; en segundo lugar, se desarrollan las principales técnicas y los diversos procesos empleados actualmente en la propagación vegetativa de especies arbóreas mediante estacas; finalmente, se logró compilar y analizar las principales experiencias en propagación vegetativa de nueve especies arbóreas nativas de la Amazonía peruana, entre ellas camu camu (*Myrciaria dubia* H. B. K. Mc. Vaugh), cacao (*Theobroma cacao* L.), sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.), cedro (*Cedrela odorata*), caoba (*Swietenia macrophylla* King), tornillo (*Cedrelinga cateniformis* Ducke), ishpingo (*Amburana cearensis*), sangre de grado (*Croton lechleri* M. Arg.) y uña de gato (*Uncaria tomentosa* Willd DC.). Dentro de las diversas técnicas de propagación existentes, debemos destacar a la propagación vegetativa por el método de estacas juveniles, reconocida como uno de los procesos de mayor impacto tecnológico, por su eficiencia en la obtención de altos porcentajes de enraizamiento, la reducción del tamaño de la estaca que permite una mayor eficiencia del material vegetativo; gran aplicabilidad por su práctica implementación y mayor viabilidad económica para el establecimiento de plantaciones clonales a gran escala. La investigación realizada en el IIAP, en los últimos 20 años, son la mayor referencia tecnológica en el desarrollo de técnicas y experiencias innovadoras de propagación vegetativa en especies arbóreas nativas de la Amazonía peruana. Se recomienda la elaboración de protocolos de propagación como una alternativa viable y apropiada para el repoblamiento y conservación de las especies arbóreas.

INTRODUCCION.

La Amazonía peruana, cuenta con una importante diversidad de especies arbóreas, las mismas que vienen sufriendo una fuerte “presión” debido a actividades, en muchos casos informales, pero que mueven gran parte de la economía regional, como la extracción de especies forestales, la agricultura migratoria y la ganadería; estas actividades han traído impactos negativos en el ecosistema amazónico, dentro de ellas la propia existencia de las especies, lo cual se ve reflejado en la escasa disponibilidad de la semilla selecta, el corto período de viabilidad, el alto costo de la misma y la calidad genética heterogénea de sus descendientes.

Frente a este panorama urge contar con tecnologías de propagación asexual o vegetativa, ya que con ella, se podría evitar la absoluta dependencia de la semilla botánica, conservar germoplasma valioso y multiplicar los genotipos superiores de las principales especies; obteniéndose así, una mayor uniformidad en las cosechas; considerando el planeamiento de plantaciones en bloques monoclonales que nos permita controlar mejor los posibles ataques de plagas y enfermedades.

Uno de los principales inconvenientes para la propagación por estacas, es la selección de clones con características sobresalientes que pueda ser usado como plantas madres; asimismo, definir para cada especie la mejor metodología de propagación; por lo que, es urgente desarrollar tecnologías viables y apropiadas a la realidad amazónica.

Uno de los métodos de propagación vegetativa con mayor aceptación es el de “enraizamiento de estacas juveniles” (Zobel y Talbert, 1988), pero es poco lo que se conoce sobre las técnicas de propagación por estacas aplicadas a especies frutales y forestales amazónicas, más aun orientadas a la producción comercial. No obstante, existen algunas experiencias exitosas de propagación vegetativa de especies exóticas como pino, eucalipto y teca a escala comercial, que han permitido demostrar su viabilidad. El éxito del proceso consiste en generar técnicas que provean estacas en forma sostenible, por ejemplo material proveniente de huertos de multiplicación o jardines clonales, establecidos y manejados en áreas cercanas al vivero; luego, es importante definir las técnicas apropiadas, ya que el enraizamiento está supeditado a factores externos como las condiciones ambientales e internos propios de la estaca y finalmente se deben conocer las pautas de aclimatación y manejo en vivero apropiadas para cada especie.

La presente monografía, reúne las diversas técnicas y principales experiencias de propagación vegetativa por estacas del camu camu, cacao, sachá inchi, cedro, caoba, tornillo, ishpingo, sangre de grado y uña de gato, que podrían ser de utilidad para iniciar acciones de mejoramiento genético y repoblamiento a escala comercial en la Amazonía peruana.

CAPITULO I: GENERALIDADES SOBRE PROPAGACION VEGETATIVA.

1.1. PROPAGACION ASEXUAL O VEGETATIVA.

La propagación vegetativa, se define como la multiplicación de una planta a partir de una célula, un tejido, un órgano (raíces tallos, ramas, hojas) (Rojas *et al.*, 2004). Esto es posible, debido a que las células vegetales conservan la capacidad de regenerar la estructura entera de la planta; esta capacidad se debe a factores como la totipotencia, es decir, que cada célula vegetal viviente contiene en su núcleo, la información genética necesaria para reconstituir todas las partes de la planta y sus funciones, a través de reproducción somática basada exclusivamente en mitosis; y la desdiferenciación o capacidad de las células maduras de volver a una condición meristemática y desarrollar un punto de crecimiento nuevo (Hartmann y Kester, 1995; Rojas *et al.*, 2004; Vieira de Souza, 2007).

Para las plantas superiores, Barbat (2006) menciona que las técnicas de mayor importancia comercial son: el estaqueado, injerto y algunas prácticas de cultivos en “vitro” relacionadas con la propagación. Con la propagación vegetativa se asegura la conservación de un germoplasma valioso; asimismo, nos permite obtener descendencias homogéneas desde el punto de vista genético (clones) ya que permite captar y transferir al nuevo árbol (ramet) todo el potencial genético del árbol donador (ortet) (Zobel y Talbert, 1988; Hartmann y Kester 1995; Barbat, 2006; Soudre *et al.*, 2008). Además, se evita los períodos juveniles prolongados y se acorta la madurez reproductiva (Baldini, 1992); también, es posible eliminar la dependencia del uso de semillas (Mesen *et al.*, 1992; Hartmann y Kester, 1995); además, la propagación vegetativa es

importante en el mejoramiento genético, porque permite multiplicar genotipos superiores y aumentar la ganancia genética en períodos muy cortos al utilizar tanto los componentes aditivos, como los no aditivos de la varianza genética total (Zobel y Talbert, 1988).

Hoy en día, ha aumentado considerablemente el interés por utilizar la propagación vegetativa en los programas operativos de plantación (Zobel y Talbert, 1988). Sin embargo, para llevar a cabo estos programas, existe la limitante que muchas plantas importantes económicamente tienen una baja capacidad genética y fisiológica para la formación de raíces adventicias (Hartmann *et al.*, 1997); además, la estrechez genética de las poblaciones propagadas vegetativamente suele convertirse en un problema frente a epidemias, de manera que, debe ser una norma, la búsqueda constante de clones élite, pero provenientes de diferentes ambientes, que permiten llevar a su vez, la variabilidad genética de sus sitios de origen (Zobel y Talbert, 1988; Rojas *et al.*, 2004); Calzada (1993) indica que para cada especie es necesario encontrar la forma de propagación asexual más conveniente.

A través de la propagación vegetativa, se tiene la principal ventaja de la ganancia genética en períodos cortos y de transferir todo el potencial genético de la planta madre a su descendencia, lo que se podría aprovechar para el mejoramiento de las especies frutales y forestales amazónicas en cuanto a productividad, resistencia y uniformidad de las cosechas. Por todo esto, la base para el éxito de la propagación vegetativa con fines comerciales, está en la selección de arboles élite, los mismos que servirán como donantes del material vegetativo a multiplicar.

Además, definir las especies amazónicas de importancia a propagar y determinar el o los métodos vegetativos apropiados para su propagación. En América, estos programas ya se desarrollan en países como Brasil, Uruguay, Colombia, Chile, México y Costa Rica; los cuales, tienen definidas tecnologías de propagación vegetativa en especies de los géneros *Eucalyptus*, *Pinus* y *Tectona*. En la Amazonia peruana, los esfuerzos hacia estos fines, aun están en fase inicial, pero ya existen avances en ciertas especies arbóreas nativas, como se describe en el capítulo III del presente documento. Aparte de ello, desarrollar estos tipos de proyectos es urgente, pues existe dificultad para la obtención de semillas de calidad, situación que se agudizará en los siguientes años, afectando la disponibilidad y los costos de los plántones producidos.

1.2. PROPAGACION VEGETATIVA A TRAVÉS DE ESTACAS:

La estaca es una porción separada de la planta, provista de yemas caulinares y hojas, e inducida a formar raíces y brotes a través de manipulaciones químicas, mecánicas y/o ambientales (Baldini, 1992); la estaca una vez enraizada se llama barbado (Baldini, 1992; Barbat, 2006). Asimismo, Cuculiza (1956) indica que en una acepción más amplia, se denominan estacas: a raíces, hojas, fracciones de hojas utilizadas como tales; con la finalidad de obtener nuevas plantas.

Rivas (1995) en un diagnóstico ecológico silvicultural de especies arbóreas en Pozuzo, concluye que se debe experimentar con métodos de propagación por estaca, en especies de buena capacidad de rebrote. Según López y Carazo (2005) el objetivo de la multiplicación por este método, es conseguir estacas enraizadas de calidad, que respondan bien y rápidamente al trasplante,

presenten gran uniformidad y sean la mejor base para alcanzar plantas de calidad.

Un impedimento para obtener máximas ganancias mediante el uso de estacas enraizadas en plantaciones operativas, es la gran variabilidad clonal que existe en la capacidad de enraizamiento; sin embargo, en referencia a los avances logrados en Eucalipto, manifiesta que solo es cuestión de tiempo antes de que varias de las principales coníferas y algunas latifoliadas, sean plantadas operativamente como estacas enraizadas (Zobel y Talbert, 1988).

Asimismo, una limitante importante para utilizar estacas enraizadas es su dependencia con la edad. Los árboles jóvenes suelen enraizar rápidamente, pero puede ser casi imposible enraizar los mismos árboles cuando están maduros (Zobel y Talbert, 1988; Hartmann y Kester, 1995). En este sentido, Hartmann y Kester (1995) mencionan que la relación de juvenilidad con el crecimiento de las raíces tal vez se pueda explicar por el incremento en la formación de inhibidores del enraizamiento a medida que la planta se hace vieja. Por lo tanto, en estacas de especies difíciles de enraizar, sería útil entonces poder inducir a las plantas adultas, a producir brotes juveniles y rejuvenecimiento de ramas (Zimmerman, 1976 citado por Leakey, 1985). Por esto, Mesen (1998) afirma que en la selección de árboles conviene considerar, la capacidad de rebrote del árbol.

Calzada (1993) señala, que la propagación vegetativa por estaca es el sistema de propagación más antiguo, es poco costoso, fácil de realizar, no requiere de habilidad especial de parte del operador y necesita poco espacio. Además,

menciona que casi todos los frutales nativos tropicales y subtropicales se pueden propagar por estacas; esto es corroborado por Longman (1993) quién afirma que más del 80 % de arboles tropicales forestales pueden ser enraizados con estacas de madera suave bajo sistemas de nebulización y con sistemas de baja tecnología como los polipropagadores.

Según, Agusti (2004) el enraizamiento de estacas pueden verse alterado por diversos factores, así:

1. En las estacas, si la brotación de las yemas se produce antes de la emisión de raíces, aquella compete y puede agotar las reservas hídricas y nutritivas de la propia estaca.
2. El enraizamiento es más rápido, si las áreas de esclerenquima se organizan aisladamente y están separadas por amplias zonas de parénquima.
3. En las estacas de ramas hay que tener en cuenta su polaridad, estas enraízan por su parte basal.
4. La eliminación de yemas o de hojas impide la formación de raíces.
5. El estado nutricional de la estaca determina su capacidad de enraizamiento.
6. En las especies leñosas las estacas menores a un año, enraízan mejor, aunque en algunas especies (olivo) la capacidad rizogénica aumenta con la edad de los órganos de los que se separan las estacas.
7. En general las estacas tomadas de las plantas jóvenes enraízan mejor que las tomadas de las plantas adultas.

8. Las técnicas culturales encaminadas a rejuvenecer las plantas (poda) o a incrementar su actividad vegetativa (riego y fertilización) mejoran la capacidad rizogénica de las estacas.
9. Existen variaciones estacionales en la capacidad de enraizamiento.

La utilización de técnicas de propagación a través de estacas es viable para la multiplicación de especies arbóreas amazónicas como lo manifiestan Longman (1993) y Calzada (1993); sin embargo falta aún mucha investigación que nos lleve hacia la especificación de protocolos para la multiplicación con fines de plantaciones a gran escala.

1.3. BASES FISIOLÓGICAS Y ANATÓMICAS DE LA FORMACIÓN DE RAÍCES ADVENTICIAS.

La formación de raíces adventicias en la estaca comprende una serie de complejos procesos anatómicos y fisiológicos, que se realiza por acción combinada de las auxinas y cofactores de enraizamiento que se promueven en las hojas y yemas. Los cofactores internos tienen una mayor influencia en la rizogénesis, tal como lo indican Weaver (1988) y Hartmann y Kester (1995) respecto a la iniciación de raíces adventicias.

Según Hartmann y Kester (1995) las raíces adventicias son de dos tipos: raíces preformadas y raíces de lesiones. Las raíces preformadas se desarrollan naturalmente, las raíces de lesiones se desarrollan solo después de que se ha realizado la estaca, como una respuesta al efecto de lesión al preparar la misma; quedan expuestas sobre la superficie cortada, las células muertas y conductoras del xilema.

El proceso subsecuente de cicatrización y regeneración se efectúa en los siguientes tres pasos: Primero, la formación de una placa necrótica que sella la herida de un material suberoso (suberina) y tapa el xilema con goma. Segundo, después de unos días la formación de una capa de células del parénquima (callo) y tercero, en ciertas células próximas al cambium vascular y al floema se empiezan a iniciar raíces adventicias.

Hartmann y Kester (1995) señalan que los cambios anatómicos que pueden observarse en el tallo durante la iniciación de raíces pueden dividirse en cuatro etapas:

1. **Desdiferenciación** de las células maduras específicas.
2. Formación de **iniciales de raíz** en ciertas células cercanas a los haces vasculares, las cuales se han vuelto meristemáticas por la desdiferenciación.
3. Desarrollo subsecuente de éstas, en primordios de raíces organizados.
4. Desarrollo de emergencia de estos **primordios radicales** hacia afuera, a través del tejido del tallo, más la formación de conexiones vasculares entre los primordios radicales y los tejidos conductores de la propia estaca.

El origen de las raíces se localiza en un amplio rango de tejidos, de los cuales el cambium, el floema y el periciclo son los tejidos más importantes, mientras que la corteza, la médula y el xilema son de menor importancia (Haissig, 1974; citado por Díaz, 1991). Así lo confirma Weaver (1988) quién indica que, las

raíces adventicias de estacas de tallos, se originan generalmente en el tejido del floema secundario joven, si bien, esas raíces proceden también de otros tejidos, como son el cambium, los radios vasculares o la medula. Contrario a esto, los anillos de esclerénquima situados en el exterior del punto de origen de las raíces, a veces llegan a constituir una barrera anatómica (Beakbany, 1961; citado por Díaz, 1991). Según Leakey (1985) los requisitos para la iniciación y la elongación de las raíces a menudo difieren, siendo el primero influido por la condición genética y estado fisiológico de la planta, mientras que el segundo es más sensible a los factores medio ambientales.

Las auxinas se sintetizan en las hojas y meristemas apicales, a partir del aminoácido triptófano y se mueven a través de células parenquimáticas, desde su lugar de formación hacia los haces vasculares del tallo y; a diferencia de lo que ocurre con los azúcares, iones y otros solutos, que se transportan a través de los tubos cribosos del floema; este transporte, célula a célula, se caracteriza por ser lento (1 cm/hora) en raíces y tallos; además, es un transporte polar es decir, siempre basipétalo en el tallo (hacia la base) y en raíces también es un transporte polar, pero en sentido acropétalo (hacia los ápices) (Strasburger, 1994).

Hartmann y Kester (1995) afirman que las plantas se pueden dividir en tres clases, respecto a la iniciación de raíces adventicias:

1. Aquellas en que los tejidos proporcionan todas las diversas sustancias nativas, incluso auxina. Cuando se hacen las estacas y se les coloca en condiciones ambientales adecuadas, ocurre una rápida formación de raíces.

2. Aquella en que hay presentes amplias cantidades de cofactores de ocurrencia natural, pero en que la auxina es limitante. Con la aplicación externa de auxina, el enraizamiento aumenta grandemente.
3. Aquellas en que falta la actividad de una o más de los cofactores internos, aunque la auxina natural puede o no estar presente en abundancia. Con la aplicación externa de auxina se obtiene poca o ninguna respuesta.

El callo es una masa irregular de parénquima en varios estados de lignificación (Hartmann y Kester, 1995) la callosidad es un recurso defensivo, así el hecho de que una estaca llegue a formar una magnífica callosidad no es el índice de enraizamiento, pues las raíces no se forman de esa callosidad sino que son continuidad de los radios vasculares de la estaca (Cañizares, 1972). En la mayoría de plantas, la formación de callo y raíces son independientes entre sí y cuando ocurre simultáneamente es debido a su dependencia de condiciones internas y ambientales similares (Hartmann y Kester, 1995).

Boutherin y Bron (1994) indican que, los meristemos juegan un papel muy importante al momento de la multiplicación vegetativa y esta multiplicación lleva consigo casi siempre la formación de nuevos meristemos. El meristemo caulinar dará lugar al aparato aéreo y el meristemo radical que dará lugar al aparato subterráneo. Asimismo, indica que las yemas y las hojas sean el asiento privilegiado de una cierta forma de “memoria” que dirigen a las células hacia la organización de meristemos radicales.

1.4. PRINCIPALES FACTORES QUE CONDICIONAN EL ENRAIZAMIENTO DE ESTACAS:

Los factores que tienen mayor influencia para lograr un adecuado enraizamiento en la propagación por estacas son: el manejo de la planta madre con el fin de obtener brotes juveniles, en buen estado nutricional, en la época y edad apropiada; la longitud y diámetro de las estacas, la presencia de hojas y yemas, tratamientos hormonales y las condiciones ambientales (iluminación, temperatura, humedad relativa, medio de enraíce) propicias que induzcan al enraizado. Además, la capacidad de la estaca ya enraizada, a prosperar después del trasplante para conseguir plantas de calidad.

1.4.1. Condiciones nutricionales de la planta madre:

La nutrición de la planta madre ejerce una fuerte influencia en el desarrollo de raíces y tallos de las estacas. Los factores internos, tales como el contenido de auxina, de cofactores de enraizamiento y las reservas de carbohidratos pueden influir en la iniciación de las raíces de las estacas (Hartmann y Kester, 1995).

En cuanto a los requerimientos nutricionales durante el enraizamiento de las estacas, la aplicación de nutrientes no es necesario durante la fase de inducción, en vista que las estacas utilizan los nutrientes endógenos transportados básicamente a partir de los brotes (Mori Da Cunha *et al.*, 2009), esto es un aspecto relevante de la importancia del óptimo estado nutricional de la planta madre.

Asimismo, cualquier nutriente que esté presente en los procesos metabólicos, asociados a la diferenciación y formación del sistema radicular es considerado

esencial para la iniciación de raíces; a modo de ejemplo, un contenido moderado de nitrógeno en los tejidos es mejor para lograr un enraizamiento óptimo; debe existir un equilibrio de bajo contenido de nitrógeno y alto contenido de carbohidratos en la planta madre (Sadhu, 2005); sin embargo para que pueda efectuarse la iniciación de raíces, el nitrógeno es importante para la síntesis de ácidos nucleicos y de proteínas, debajo de ese nivel mínimo de disponibilidad de nitrógeno se detiene la iniciación de raíces; asimismo, la cosecha de los brotes para la propagación debe realizarse en las mañanas cuando el material vegetal es turgente (Hartmann y Kester, 1995).

En este sentido, urge clarificar la importancia de cada nutriente en la inducción y formación del sistema radicular de la estaca. Se requiere que la planta madre, este en un estado nutricional adecuado, que contengan auxinas, cofactores, relación C/N apropiado y reservas de carbohidratos que induzcan al enraizamiento; además, los brotes que abastecerán las estacas en estado de turgencia.

1.4.2. Edad de la planta madre:

El factor de juvenilidad es uno de los aspectos más relevantes para el éxito del enraizamiento de estacas. En muchas especies forestales es la edad ontogénica o fisiológica y no la edad cronológica, de las estacas que es la más importante para el éxito del enraizamiento (Hartmann *et al.*, 1997). Esto se efectúa en distintas fases tales como juvenil y adulta, separadas por una fase de transición, (Hartmann y Kester, 1995). En casi todas las especies forestales se han enraizado con éxito estacas tomadas de plantas procedentes de semilla de 1-2 años de edad (Wright, 1964; citado por Díaz, 1991).

Según Wright (1964) citado por Díaz (1991), Queupumil (2004) citado por Puente (2008), Boutherin y Bron (2004), Hartmann y Kester (1995), las estacas obtenidas de árboles jóvenes arraigan más fácilmente que las obtenidas de árboles viejos. Un serio inconveniente según Hartmann *et al.* (1997), Zobelt y Talbert (1988) es que las características deseables no se muestran hasta después que la planta ha alcanzado la madurez; por lo tanto es conveniente realizar prácticas que induzcan a rejuvenecerlas. En el caso de propagación vegetativa en especies arbóreas, la edad conveniente de la planta madre para la obtención de los brotes es la juvenil, que es cuando arraigan con mayor facilidad, una de las técnicas utilizadas con estos fines es el de seto vivo.

1.4.3. Tipo de madera seleccionada para estacas:

Se puede escoger desde las ramas terminales muy succulentas del crecimiento en curso, hasta grandes estacas de madera dura de varios años de edad. Es imposible establecer el tipo de material que sea mejor para todas las plantas. Lo que puede ser ideal para una planta, puede resultar una falla para otra (Hartmann y Kester, 1995).

1.4.3.1. Diferencias entre las diversas partes de la rama:

Es posible observar que los brotes tomados de distintas partes de un árbol o estacas tomadas de distintos brotes presentan crecimiento diferencial en una plantación inclusive si se mantiene la igualdad de los demás factores (Martínez *et al.*, 1994) la topófisis tiene un marcado efecto sobre el desarrollo de un potente sistema radicular, encontrándose en muchos casos que el mayor enraizamiento se obtiene en la porción media y basal (Hartmann y Kester, 1995; Bañon *et al.*, 2002), de igual forma los vástagos laterales tienden a

enraizar con más facilidad que los procedentes de vástagos terminales (Janick, 1965; citado por Tantas, 1994).

Mesen (1998), indica que a lo largo de un brote se presentan gradientes hídricos, hormonales, de nutrientes e inhibidores de enraizamiento, variaciones en diámetro y longitud del entrenudo; se puede utilizar estacas provenientes de varias posiciones a lo largo del brote, aunque siempre hay que descartar el entrenudo apical por ser demasiado succulento y susceptible al marchitamiento, del mismo modo los entrenudo basales muy lignificados que muestran mayor dificultad para la iniciación de las raíces. Generalmente a los brotes en toda su longitud se les clasifica como basal, media y apical.

En especies arbóreas, utilizar ramas donde se observe crecimiento ortotrópico, y no crecimiento plagiotrópico, ya que estas no son aptas para la propagación, obteniéndose plantones con crecimiento anormal en forma de rama, por efecto de topófisis, esto ocurre como ejemplo en el cafeto y el copoazú (Hartmann y Kester, 1995).

1.4.3.2. Madera floral o vegetativa:

Osborn (1961) citado por Cuellar (1996) menciona que, a fin que se tenga la máxima capacidad de regeneración las plantas madres deben estar en crecimiento vegetativo activo, este mismo autor, menciona que no solo la iniciación de flores, sino el desarrollo de la misma inhibe el enraizamiento. Esto ocurre por una competición por fotoasimilados y en otros a un efecto hormonal antagónico de ambos procesos (López y Carazo, 2005).

Hay una variación en el resultado del enraizamiento que depende marcadamente de la posición del brote elegido en el árbol, así como la posición de la estaca tomada a lo largo del brote; en este caso, los mejores enraizamientos se logran de la parte media y basal, el inconveniente de la parte apical es que se obtiene barbados con reducido sistema radicular, el mismo que en la etapa del trasplante, es afectado, por condiciones del estrés.

Cabe hacer una reflexión en cuanto a la importancia de la época en que se extraen los brotes para las estacas, así en un ensayo en *Nothofagus glauca*, en Argentina, Santelices (2007), logró el enraizamiento (66.7%) en estacas foliosas en el mes de noviembre, mas no, en el mes de enero donde el enraizamiento fue de 0%, esto posiblemente por las diferentes condiciones climáticas que influyen en la planta madre, tal como lo indica Agustí (2004) que afecta la capacidad de enraizamiento de las estacas (López y Carazo, 2005).

1.4.4. Longitud y diámetro de las estacas:

La longitud y diámetro de las estacas a usar es variable y depende de la especie que se desea producir. Lo más relevante del tamaño de la estaca, es que según lo determine el patrón de las longitudes del entrenudo, está estrechamente correlacionada con el porcentaje de estacas enraizadas, las estacas de la parte apical son las más largas y tienen mejor enraizamiento; sin embargo si todas las estacas se cortan a la misma longitud, las basales enraízan mejor (Leahey, 1985).

Bañon *et al.* (2002) afirma que la obtención de un sistema radicular de mayor peso seco, por lo tanto de mayor desarrollo, está relacionado con el peso seco de la estaca utilizada; lo que en principio hace pensar de utilizar aquellas de

mayor grosor. Baggio (1982) citado por Díaz *et al.* (1991) menciona que probablemente, esto se debe al mayor contenido de sustancias de reserva de la estaca, las que intervienen en el proceso de formación de raíces.

El tamaño del sistema radicular formado está relacionado con la longitud y el diámetro del mismo, es un factor determinante en el proceso de enraizamiento; se consigue mejor respuesta de arraigue en las estacas de mayor grosor y longitud; muchas plantas (*Ficus*, *Hibiscus*) enraízan fácilmente con estas dimensiones, sin embargo, esto es un inconveniente si se tiene escaso material vegetativo.

En la propagación vegetativa de especies forestales, Mesen (1998) indica que, las estacas de 3 a 6 cm son apropiadas con diámetros de 3 a 6 mm, dentro de este rango las estacas más gruesas son preferibles, normalmente los entrenudos son suficientemente largos para permitir estacas con la longitud recomendada. Se deben evitar estacas de menos de 3 cm de longitud.

1.4.5. Superficie y retención foliar de las estacas:

La presencia de hojas en las estacas, ejerce una influencia estimulante sobre la iniciación de raíces, debido a que son transportados desde ella hasta la base de la estaca auxinas y carbohidratos (Hartmann y Kester, 1995); Además de esto, Weaver (1988) indica, que el buen enraizamiento depende de la presencia en las estacas de un cierto número de cofactores (complejo de sustancias indol y fenólicos junto con enzimas oxidativas), que en combinación con las auxinas permiten que las estacas echen raíces. La fuente de esos cofactores son por lo común las hojas, que son translocados basipetamente a la base de las estacas

para favorecer la producción de raíces (Janick, 1965 citado por Tantas, 1994; PROFORFITH, 2000; Agustí, 2004).

Aparte de ello, los estomas abiertos de las hojas, determinan necesariamente una pérdida de agua por transpiración que se produce por difusión por menor resistencia al flujo, en tal sentido si las tasas de transpiración son excesivas, los vegetales desarrollan un déficit hídrico importante que puede causarles la muerte (Gil, 1995). Por todo esto, es necesario una superficie foliar mínima para asegurar la fotosíntesis necesaria para satisfacer las necesidades correspondientes al desarrollo del sistema radical y a la vida de la estaca (Braudeau, 1981 citado por Ruiz, 2009); en este sentido, la hoja debe recortarse a un tamaño tal que proporcione el mejor balance entre las desventajas de la transpiración y las ventajas de la fotosíntesis (Mesen, 1998).

Braudeau (1981) citado por Ruiz (2009), menciona que una estaca juvenil sin hojas no puede arraigar. Una estaca que pierde sus hojas en el transcurso del arraigue esta igualmente condenada, pues aunque esté empezando a emitir raíces, no podrá desarrollarse; Leakey (2004) citado por Santelices (2007) indica a lo anterior, como la razón más común para no conseguir enraizamiento. Así, Hartmann y Kester (1995) indican que existe una correlación positiva entre el porcentaje de retención de hojas y el enraizamiento de estacas. La presencia de hojas es un factor clave en el enraizamiento de estacas juveniles; sin embargo, la retención de las mismas en relación a la capacidad de enraizamiento se tiene que investigar más a profundidad, especialmente en un rango amplio de especies nativas y determinar los factores que hacen que ocurra este evento. En el caso de estacas leñosas sin

hojas, el enraizamiento tiene éxito, porque en su interior se almacenan suficientes reservas de carbohidratos, auxinas y cofactores.

1.4.6. Efecto de la iluminación:

Boutherin y Bron (2004), menciona que un aumento de la intensidad luminosa en la planta madre, aumenta la producción del número de estacas, pero tiene tendencia a reducir ligeramente la capacidad de enraizamiento. Así lo confirma, Hartmann y Kester (1995) indicando, que de plantas madres que han recibido luz de baja intensidad se obtienen estacas que enraízan mejor que aquellas tomadas de plantas madres desarrollado a luz intensa. Esto apoya la idea, que en la competencia entre los brotes, se disminuye la capacidad de enraizamiento entre las estacas del brote dominante (Leahey, 1985). Asimismo, los días largos favorecen el enraizamiento debido a que se eleva tasa de auxinas endógenas en los brotes (Hartmann y Kester, 1995; Boutherin y Bron, 2004). Asimismo, existe para cada especie una iluminación óptima aplicable a la planta madre que permiten facilitar el enraizamiento posterior de la estaca (Boutherin y Bron, 2004).

Por otra parte, durante el enraizado, cuando hay baja intensidad de luz la emisión de raíces se realiza antes que las hojas, sin embargo, para que se realice la función fotosintética, se debe dar cuanto menos un 30% de luz a las estacas, sin que éste eleve la temperatura optima (Cuculiza, 1956). En este sentido es necesario proporcionar sombra al área de propagación, para reducir la irradiación a niveles adecuados (la irradiación máxima en la mayoría de las especies es de 400 a 600 mol m⁻².s⁻¹). El uso de una malla de Sarán o Rashell, ha dado buenos resultados para la mayoría de especies evaluadas (Mesen,

1998). En nuestra zona es común en el proceso de viverización utilizar para proporcionar sombra, materiales alternativos como hojas de palma o cualquier otro material disponible.

Sobre la base de las consideraciones anteriores, se precisa que el manejo de la iluminación es muy importante y su influencia es necesaria durante todo las fases del proceso del arraigue de las estacas, tanto sobre la planta madre, los propagadores durante el enraizado y el área de aclimatación.

1.4.7. Temperatura del ambiente y del sustrato

Para el enraizamiento de las estacas de la mayoría de las especies son satisfactorios temperaturas ambiente diurnas de unos 21° a 27°C, con temperaturas nocturnas de 15°C. Además, a medida que la temperatura se incrementa (dentro de sus límites), las estacas metabolizan más rápido y enraízan mejor (González, 1995), cabe agregar, que las temperaturas del aire en excesivo elevadas tienden a estimular el desarrollo de las yemas antes que el desarrollo de las raíces e incrementar la pérdida de agua por las hojas; no obstante, se conoce que la temperatura ambiente optima para el desarrollo de un cultivo es probablemente el mejor para el enraizamiento de estacas (Hartmann *et al.*, 1997).

En general, las temperaturas del sustrato deben fluctuar entre los 20 y 25°C, e influye sobre la actividad biológica del suelo, entonces temperaturas inferiores a este rango interrumpen el desarrollo de las raíces y las altas temperaturas pueden limitar gravemente el crecimiento de la raíz y quemar la base de las estacas (Sánchez, 2002; citado por Puente, 2008).

Hay una relación directa entre la temperatura del ambiente y del sustrato, Una gran diferencia entre ellas tiene efectos negativos sobre la rizogénesis por lo tanto, como regla general, se prefiere que exista una temperatura superior de 2 a 3° C a favor del sustrato (Boutherin y Bron, 2004). A todo esto, en la práctica, una de las formas sencillas de mantener la temperatura ambiental adecuada dentro del propagador es regulando el margen de sombra hacia los mismos, sin embargo, en referencia a lo antes citado, aún falta en nuestra zona tecnologías para mejorar la temperatura del sustrato.

1.4.8. Humedad relativa del ambiente

La condición hídrica de las estacas es gobernada por el balance entre las pérdidas por evaporación a través de las hojas y la absorción de agua por las estacas. Puesto que las estacas carecen de raíces al inicio, deben depender de la retención de su turgencia y de la absorción de agua a través del corte en la base y/o a través de la superficie de las hojas y el tallo (Loach, 1988; citado por Díaz, 1991).

Significa entonces, que para conseguir éxito en el enraizado, es necesario disminuir la transpiración para limitar la desecación de la estaca (Boutherin y Bron, 2004), esto se logra manteniendo a la humedad del ambiente alta, saturada (95 a 100%) y también constante (Cuculiza, 1956) para reducir al máximo las pérdidas de agua por evapotranspiración (Martín y Quillet, 1974). En efecto, es posible lograr estas características de humedad empleando cámaras cerradas e invernaderos con sistemas de nebulización.

1.4.9. Medios de enraizamiento:

Un apropiado medio de propagación depende de consideraciones como: la especie, tipo de estaca, estación, sistemas de propagación, el costo y disponibilidad de los componentes; por otro lado, un buen sustrato debe tener una buena porosidad que facilite la evacuación de agua y aireación, una buena capacidad de retención de humedad, ser estable y ser irreprochable en el plano sanitario, pudiendo adquirirse esta cualidad por desinfección química y física (Boutherin y Bron, 1994).

Además, Hartmann y Kester (1995) mencionan que el medio para enraizamiento tiene cuatro funciones:

1. Para sostener a la estaca en el lugar durante el período de enraizamiento.
2. Para proveer humedad a la estaca.
3. Para permitir penetración y el intercambio de aire en la base de la estaca.
4. Para crear un ambiente de oscuridad en la base de la estaca.

La relación entre aire, agua y el medio de enraizamiento juega un papel importante en el éxito de la macropropagación, al influir en la disponibilidad de oxígeno que pueda haber en la base de la estaca, donde las raíces son formadas (Haissig, 1986; citado por Ruiz, 2009).

Las estacas de muchas especies de plantas, enraízan con facilidad en una gran diversidad de medios, pero en aquellas que lo hacen con dificultad, puede tener gran influencia el tipo de medio de enraíce que se use, afectando el

porcentaje y calidad de las raíces en las estacas (Hartmann *et al.*, 1997). Por ejemplo, en arena lavada de río, las raíces son largas no ramificadas y quebradizas, mientras tanto en mezclas de arena con aserrín de madera de color bien descompuesto o musgo, las raíces son más ramificadas, delgadas, flexibles y más apropiadas para extraerlas y replantarlas. Esto se explica, por la diferencia del contenido de humedad y aire en cada sustrato, dado que, la mezcla contiene el doble de aire y guarda mejor la humedad que la arena (PROFORFITH, 2000).

Esta probado que el enraizamiento aumenta con pH de 6.5 - 7.0, a incrementos del porcentaje de calcio y en un medio de enraíce (Longman, 1993); sin embargo, para facilitar la extracción se recomienda sustratos porosos como arena de río, grava fina, aserrín descompuesto, pero para trasplante en adobe, se puede usar mezclas de estos materiales con tierra o turba (Soudre *et al.*, 2008). En consecuencia, el medio de enraizamiento no solo es importante por ser el lugar donde se iniciarán y formarán las raíces adventicias, sino también, por que provee de condiciones de humedad, aire y oscuridad necesaria para facilitar su desarrollo.

1.4.10. Reguladores de crecimiento:

Es relevante en este punto definir los conceptos y diferencias entre hormonas vegetales y sustancias reguladoras de crecimiento en las plantas:

Hormonas vegetales: son compuestos orgánicos distintos de los nutrientes que en pequeñas cantidades estimulan, inhiben o modifican de alguna manera cualquier proceso fisiológico en las plantas; de ordinario en la planta se

mueven de un sitio de producción a un sitio de acción (Vejarano y Manrique, 1984 citado por Navarro, 1984; Hartmann y Kester, 1995).

Sustancias reguladoras de crecimiento en las plantas: son compuestos sintéticos u hormonas vegetales que modifican procesos fisiológicos de las plantas; regulan el crecimiento imitando a las hormonas, influyendo en la síntesis, destrucción, translocación o (posiblemente) modificando los sitios de acción de las hormonas (Vejarano y Manrique, 1984 citado por Navarro, 1984; Hartmann y Kester, 1995), el término regulador debe usarse en vez de hormona, al referirse a productos químicos sintéticos que se utiliza en el campo agrícola (Navarro, 1984).

La estimulación de la iniciación de las raíces constituyó, la primera aplicación práctica de los reguladores de crecimiento, siendo el propósito de este tratamiento, incrementar el “prendimiento” de las estacas. Por otra parte, los efectos favorables de su uso son la estimulación de la iniciación de las raíces, incrementar el porcentaje de estacas que forman raíces y acelerar el tiempo de enraizamiento; efecto que conducen a un ahorro de mano de obra y a la liberación más rápida del espacio en los viveros (Weaver, 1990). Sin embargo, el tamaño final y el vigor de las plantas tratadas no son mayores que el obtenido de plantas no tratadas (Hartmann y Kester, 1995).

No hay una relación directa entre la forma taxonómica (clasificación) y la respuesta al enraizamiento, pues incluso dentro de una misma especie, su efecto puede variar mucho de una variedad a otra; en general, los compuestos químicos del tipo auxínico han surtido mejores efectos al aplicarse a estacas de plantas herbáceas que a las de madera dura; sin embargo, el mejor uso de las

hormonas de enraizamiento son en estacas de plantas que enraízan con o moderada dificultad, puesto que, en plantas que enraícen con facilidad no se justifican los gastos y esfuerzos adicionales del tratamiento, (Weaver, 1990). Asimismo, cabe destacar que existe un límite muy estrecho entre la cantidad óptima para estimular el enraizado y la cantidad que es perjudicial para las estacas (Cuculiza, 1956).

En consecuencia, estas sustancias deben ser manipuladas con precaución por que las sensibilidades específicas y varietales son muy grandes, por lo tanto, es necesario respetar escrupulosamente las instrucciones de empleo y no vacilar en hacer ensayos previos para determinar la materia activa y la dosificación más oportuna (Boutherin y Bron, 1994). El evidente uso de reguladores de crecimiento es económicamente factible en especies de moderado o difícil enraizamiento, en tanto, la dosis adecuada se debe determinar en base a ensayos, pero como regla general, podemos aplicar concentraciones menores a especies herbáceas y mayores a especies arbóreas.

1.4.11. Tipos de reguladores de crecimiento:

Los cinco grupos principales de hormonas y reguladores de crecimiento son, las auxinas, citoquininas, giberelinas, ácido absicico y etileno; no obstante, los dos primeros son los más usados en la práctica de propagación por estacas (Rojas *et al.*, 2004).

1.4.11.1. Auxinas:

La auxina fue la primera hormona que se descubrió en las plantas (Taíz y Zeiger, 2006) intervienen en actividades de la planta como el crecimiento del tallo, la formación de raíces, la inhibición de las yemas laterales, la abscisión de las hojas y frutos y en la activación de las células del cambium (Hartmann y Kester, 1995); estas sustancias se sintetizan en el ápice caulinar y son transportados basipetamente desde el ápice a las partes inferiores de la planta (Taíz y Zeiger, 2006).

Cabe mencionar, que el propósito de tratar con auxinas a las estacas es aumentar el porcentaje de estacas que forman raíces, acelerar la iniciación de ellas, aumentar el número y calidad de las raíces y mejorar la uniformidad del enraizamiento (Hartmann y Kester, 1995). Dentro de los reguladores de crecimiento del tipo auxina que influyen en el enraizamiento tenemos: el ácido indolacético (AIA), el ácido indolbutírico (AIB) y el ácido naftalenacético (ANA), sin embargo, las dos últimas a menudo son más eficaces cuando se utilizan en combinación, que cualquiera de ambos utilizados por separado (Weaver, 1990). A continuación describo cada uno de ellos:

- **Ácido indolacético (AIA)**, es la auxina natural que se encuentra en todas las plantas. El AIA es obtenido por síntesis, es poco tóxico para la plantas y es degradado rápidamente por las bacterias y el suelo (Boutherin y Bron, 2004). Además, es muy inestable en las plantas y se descompone rápidamente en soluciones no esterilizadas aun cuando permanece activo en soluciones estériles durante varios meses. Cabe

destacar que, los rayos fuertes del sol pueden destruir en 15 minutos una solución de 10 ppm de AIA. (Weaver, 1990; Cuculiza, 1956).

- **Ácido indolbutírico (AIB):** Producto de síntesis, tiene una débil actividad auxínica en general pero una excelente acción rizógena (Boutherin y Bron, 1994). Sin embargo, el AIB es probablemente el mejor material para uso masivo debido a que no es tóxico para las plantas en una amplia gama de concentraciones y es efectivo para estimular el enraizamiento de un gran número de especies de plantas (Hartmann y Kester, 1997). Los sistemas de enzimas destructores de auxinas la destruyen en forma relativamente lenta, además se desplaza muy poco, se retiene cerca del sitio de aplicación (Weaver, 1990), y es fotoestable (Hartmann y Kester, 1990). La mayoría de las especies forestales enraízan bien con dosis de 0,2% a 0.3% de AIB, aunque algunas pueden requerir dosis mayores o menores (Soudre *et al.*, 2008; Mesen, 1998).
- **Ácido naftalenacético (ANA):** es obtenido por síntesis, tiene una gran actividad auxínica general y rizógena. Es bastante estable y es ligeramente más tóxico para la planta que el AIB. Según Beaulieu (1973), citado por Leví (1987) su empleo es más delicado, porque el margen entre el umbral de su actividad y el umbral de su toxicidad es más pequeño.

1.4.11.2. Citoquininas:

Son hormonas vegetales de crecimiento que intervienen en el crecimiento y diferenciación de las células. Diversos materiales naturales y sintéticos como zeatina, kinetina, 6-benciladenina; tienen actividad de citoquinina (Hartmann y Kester, 1995). Se producen en las zonas de crecimiento, como los meristemos en la punta de las raíces y son transportadas vía acropetala (de abajo hacia arriba) Rojas *et al.* (2004).

Generalmente, la proporción alta auxina y baja citoquinina, favorece la formación de raíces adventicias, en cambio, cuando es baja en auxina y alta en citoquinina se favorece la formación de brotes. Es por ello que las especies que en su naturaleza poseen altos niveles de citoquinina son más difíciles de enraizar que las que tienen niveles bajos y cuando se aplica citoquininas sintéticas normalmente inhiben la iniciación de raíces; sin embargo, cuando son aplicados en bajas concentraciones promueven la iniciación de raíces (Hartmann y Kester, 1995).

A manera de resumen final, podemos afirmar que la auxina más utilizada por su acción rizógena es el AIB, sin embargo, se logran mejores resultados cuando éste se combina con ANA. Por otra parte, la citoquinina en bajas cantidades favorece el enraizamiento.

CAPITULO II: TECNICAS Y METODOS DE PROPAGACIÓN POR ESTACAS

4.1 METODOLOGIA DE PROPAGACIÓN POR ESTACAS

La síntesis metodológica de propagación vegetativa de especies arbóreas por estacas juveniles, es representada en el diagrama siguiente (Figura 1).

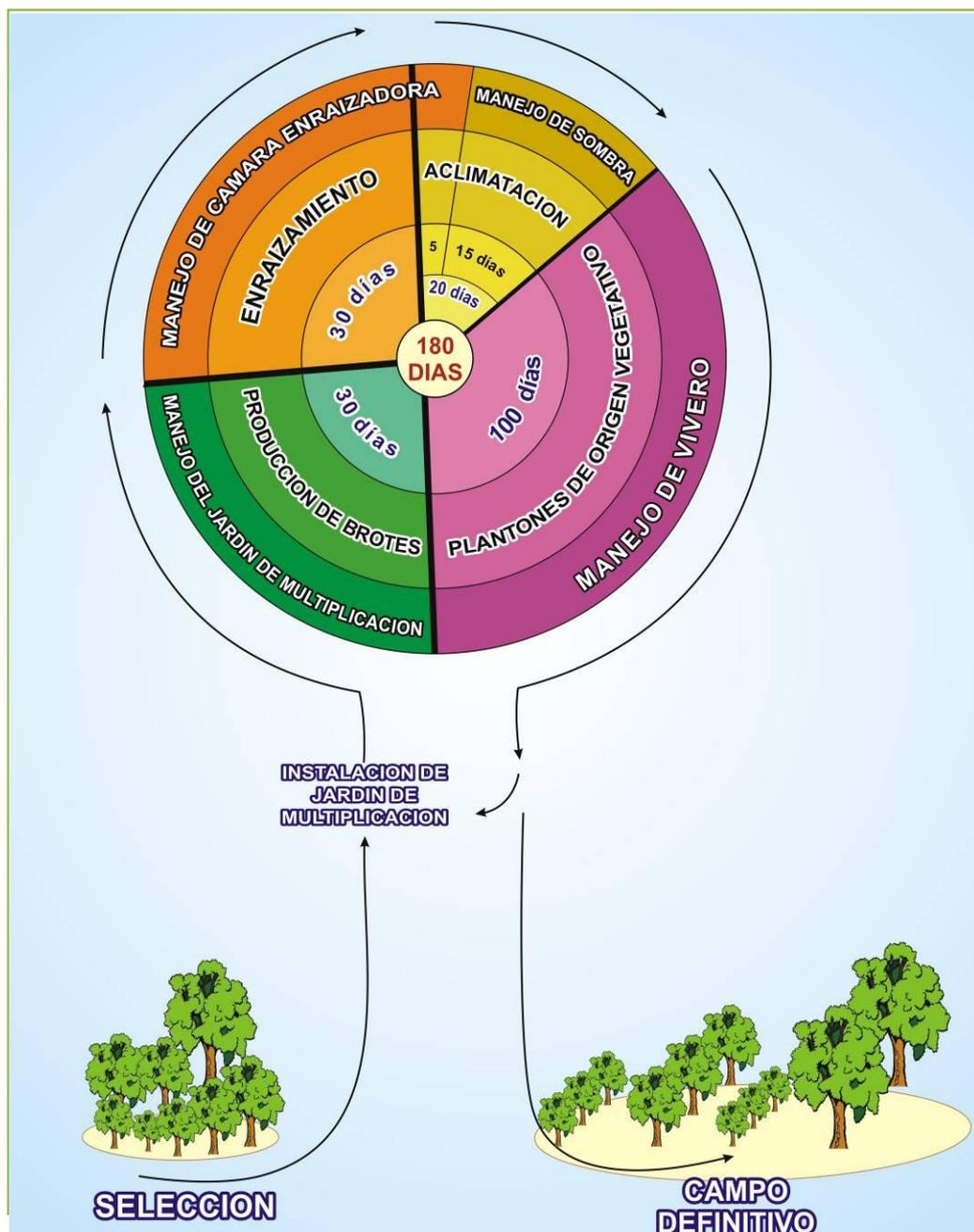


Figura 1: Diagrama simplificado del proceso de propagación vegetativa de especies arbóreas a partir de estacas juveniles. Tecnología generada por el proyecto PROVEFOR (tomado de Soudre, 2010).

En el diagrama destacan las principales cuatro fases del proceso, en un período total de 180 días como máximo, en la primera, se producen los brotes en forma permanente para la preparación de las estacas, principalmente a través de un jardín clonal; en la segunda fase, se realiza el enraizamiento de estacas propiamente dicho en cámaras con condiciones ambientales controladas; en la tercera fase se lleva a cabo la aclimatación, es decir, adaptar las estacas enraizadas en el mismo ambiente de propagación por un período muy breve y luego trasladarlos a una zona especialmente acondicionado con sombreado descendente; para finalmente en la cuarta fase, manejar apropiadamente la viverización regular de las estacas enraizadas tal como si fueran de origen botánico, para luego instalarles en campo definitivo.

4.2 IMPORTANCIA DE PROPAGAR POR ESTACAS

Actualmente, se debe primero analizar la demanda del mercado y entonces seleccionar y desarrollar cultivares utilizando adecuadas técnicas de propagación para producir plantas. Las estacas, son aun el medio más importante para propagar arbustos ornamentales, florales, en ciertos frutales, en algunas hortalizas y en especies forestales (Hartmann *et al.*, 1997).

Generalmente la propagación vegetativa (asexual) es más costosa (por unidad de propágulo) que la propagación sexual o por semilla botánica, donde el costo de producción de propagar vegetativamente puede requerir cultivos de protección (estructuras cubiertas de vidrio o polietileno), estructuras de enraizamiento de calor en fondo y sistemas intermitentes de nebulización; sin embargo, la superioridad de la clonación justifica producir con elevados costos que están asociados con los procesos mencionados (Hartmann *et al.*, 1997).

Para las especies que pueden ser fácilmente propagadas por estaca, este método tiene numerosas ventajas: muchas plantas nuevas pueden ser iniciadas en un espacio limitado de unas pocas plantas madres. Además, es barato comparado con otros métodos asexuales, es rápida y simple y no requiere técnicas especiales necesarias en el injerto y micropropagación. No existen problemas de compatibilidad con patrones o de uniones deficientes de injerto. La planta madre usualmente es reproducida exactamente sin cambios genéticos (Hartmann *et al.*, 1997).

Además, cuando utilizamos métodos asexuales como enraizamientos de estacas, estamos aprovechando toda la variación genética, es decir, tanto los componentes aditivos, como los no aditivos. Uno de los ejemplos más claros de las ganancias que son posibles mediante el uso de clones es el de Aracruz Florestal con *Eucalyptus* en Brasil, quienes lograron aumentar el crecimiento maderable de un promedio de 33 m³/ha/año a poco más de 70 m³/ha/año (Murillo *et al.*, 2003). Asimismo, Lambeth y López (1988), citado por Mesen (1998) indican que los dos millones de estacas enraizadas de *Eucalyptus grandis* que requiere anualmente la empresa Cartón en Colombia para plantar 1800 ha son suplidas por un jardín de multiplicación de tan solo una hectárea de extensión.

En consecuencia, la propagación por estacas es importante porque se puede multiplicar especies como frutales, forestales, hortícolas y ornamentales; con características superiores, en pequeños espacios sin necesidad de semilla botánica. Es competitiva con otros métodos de propagación vegetativa siendo este, el más económico pues no se requiere personal altamente adiestrado con

técnicas complejas, ni equipos sofisticados. Asimismo, la propagación por estaca también es importante porque tiene el propósito de conservar el germoplasma valioso, dado que actualmente muchas especies, especialmente las forestales, han sido deforestadas en forma masiva de tal manera que quedan pocos árboles elite.

4.3 VENTAJAS E INCONVENIENTES DE LA PROPAGACIÓN POR ESTACA:

Calderón 1990 citado por Sepúlveda (2004); Boutherin y Bron, (1994) mencionan dentro de las ventajas de la propagación por estacas los siguientes:

1. Simplicidad del procedimiento.
2. Absoluta homogeneidad en todos los árboles obtenidos.
3. Obtención de un gran número de árboles a partir de una sola planta madre.
4. Cultivos más cortos debido a la rapidez de esta técnica.
5. Ausencia de problemas de incompatibilidad entre dos partes vegetativas.
6. Perfecta conservación de las características clonales.
7. Necesidad de poco espacio.
8. Se evita la dependencia hacia el uso de semillas.
9. Es posible lograr un control preciso del parentesco.

López y Oliva (2005) citado por Puente (2008) agrega que la ventaja de la propagación por estacas en relación con la propagación por injerto, es la confiabilidad de la replicación genética de la planta madre; con esta técnica

podemos obtener nuevas plantas a partir de estacas con las características genéticas idénticas a las plantas madres. Generalmente se debe realizar con la finalidad de instalar “jardines clonales”, es decir, propagar las mejores plantas y sembrarlas en un lugar determinado para promover el cruzamiento entre ellas y así poder tener mejores semillas y por ende mejores plantas.

Calderón 1990 citado por Sepúlveda (2004); Boutherin y Bron, (1994) indican que dentro de los inconvenientes podemos mencionar:

1. Imposibilidad de una resistencia especial de la raíz a condiciones desfavorables.
2. Reducidos porcentajes de prendimiento en algunas especies y variedades.
3. Producción limitada del material madre.
4. Riesgos de plagas y enfermedades, parcialmente peligroso para el clon.

En cuanto a la limitación primera, existe temores sobre la calidad del sistema radical de los árboles provenientes de la propagación por estacas, la experiencia de programas clonales demuestra que los árboles originados por estacas no son inferiores a los originados por semilla botánica en cuanto a sistemas radicales. Además, la calidad del sistema de raíces es justamente una de las características de selección de clones, existiendo una serie de tratamientos que permite mejorar la calidad del sistema radical formado (Mesen, 1998).

De igual forma, Cañizares (1972) menciona que es preciso significar que ciertas especies del género *Ficus*, rompen la afirmación de que las plantas de estacas o acodos son “débiles” ya que presentan raíces abundantes que constituye una verdadera potencia de raigambre. Soudre *et al.* (2008) además indican como desventaja, que la propagación por estaquillas es un proceso más elaborado que el uso de semillas, el costo de cada planta podría ser ligeramente mayor y algunas especies no producen rebrotes.

En un balance real de la propagación por estacas, debemos indicar que, posee muchas más ventajas que inconvenientes, dentro de las principales ventajas tenemos a la homogeneidad genética que se transmite a la descendencia, la precocidad de los cultivos, se evita que la semilla botánica sea la principal forma de propagación lo cual crea una dependencia y sobre todo no se requiere de mucho espacio para propagarlas. Por otra parte, tiene como principal inconveniente, el riesgo que puede existir frente al ataque de plagas, enfermedades y adversidades climáticas.

4.4 TIPOS DE ESTACA:

Existen diversas posibilidades de escoger el tipo de material a usar abarcando desde las ramas muy suculentas del crecimiento en curso hasta grandes estacas de madera dura de varios años de edad por lo cual **hace imposible establecer algún tipo de material que sea mejor para todas las especies**, ya que lo que puede ser ideal para una planta puede resultar contraria para otra (Hartmann y Kester, 1998; citado por Sepúlveda, 2004), seleccionándose de ordinario el más económico y fácil (Hartmann y Kester, 1995).

Lecourt (1981) indica que las estacas pueden clasificarse en varias categorías:

- a. Según la naturaleza del órgano separado (tallo, raíz y hoja).
- b. Según su estado (herbáceo o lignificado).
- c. Según la época o estación en que se realice la operación.
- d. Según los tratamientos que puedan darse a la estaca.

En el presente trabajo, se ha optado por utilizar la clasificación descrita por Hartmann *et al.* (1997), las mismas que son clasificadas de acuerdo a la parte de la planta que son obtenidos. Así tenemos, estacas de tallo, estacas de raíz, estacas de hoja y estacas de hojas con yema.

4.4.1 Estacas de tallo:

Las estacas de tallo que son el tipo más importante (Barbat, 2006; Cuculiza, 1956), se puede dividir en cuatro grupos de acuerdo con la naturaleza de la madera que se use: madera dura (especies deciduas y siempreverdes de hoja angosta), madera semidura, madera suave y herbácea (Hartmann y Kester, 1995).

4.4.1.1 Estacas de madera dura (especies deciduas)

Estas estacas se hacen de madera dura y firme, después que han caído las hojas y antes que aparezcan nuevos brotes en primavera. El uso de la estaca de madera dura es uno de los métodos más económico y fácil de preparar, no se echan a perder con facilidad, de ser necesario pueden ser enviados a grandes distancias y durante el enraizamiento requiere poco o ningún equipo especial (Hartmann y Kester, 1995). Sin embargo, Soudre *et al.* (1998) mencionan que las estacas leñosas lignificadas generalmente sin hojas no son adecuadas para producir árboles para reforestación pero tienen utilidad para otros fines (cercas vivas y huertos semilleros).

El material de propagación para estacas de madera dura, se preparan a finales de verano y principios de invierno, debe ser tomado de plantas madres sanas, de vigor moderado, que crezcan a plena luz solar. Las estacas deben tener un amplio suplemento de carbohidratos almacenados para desarrollar las raíces y ramas hasta que la nueva planta se vuelva autosuficiente. Las experiencias indican que las mejores estacas se obtienen de las partes central y basal (Hartmann y Kester, 1995). Así, en operaciones a gran escala se cortan manojos de material para la longitud deseada utilizando sierras de cinta u otras cortadoras mecánicas en vez de hacerlo individualmente a mano (Hartmann *et al.*, 1997)

Las estacas de madera dura varían en longitud de 10 a 75 cm y de 0.6 a 5 cm de diámetro y se prefiere que contenga al menos dos nudos; por ello, el corte basal se hace justo debajo de un nudo y el superior de 1.5 a 2.5 cm sobre un

nudo (Hartmann y Kester, 1995). Es conveniente seleccionar los diámetros para facilitar trabajos posteriores como la injertación (Cuculiza, 1956).

Existen tres tipos de estacas de madera dura: “mazo”, “talón” y “recta”; la de mazo llamado también de martillo o muletilla incluye una pequeña sección del tallo o rama de madera vieja; la de talón o calzado solo conserva una pequeña porción de madera vieja de tal modo que con la estaca quede una astilla del tallo de la planta madre (Cuculiza, 1956). Finalmente, la estaca recta, es la que no lleva madera vieja y la más común porque en la mayoría de los casos ha dado resultados satisfactorios (Hartmann, 1995).

Debido al bajo costo de la propagación por estacas de madera dura, hace factible el establecimiento de praderas de huertos de alta densidad, en los cuales existe un interés considerable (Hartmann y Kester, 1995). Por ejemplo, Clavo *et al.* (2000) utilizando estacones de 2 m de longitud, determinaron que las especies amasisa (*Erythrina poeppigiana*), melina (*Gmelina arborea*), piñon (*Jatropha curcas*) y huingo (*Crescentia cujete*), tienen las mayores posibilidades como cercas vivas en la zona de Pucallpa.

Pérez y Dreyfus (1998) consiguieron 92% de enraizamiento en un ensayo de *Spondias purpurea* en Pucallpa, Perú, en la cual utilizó estacas leñosas de 30 cm y de 2-4 cm de diámetro y como sustrato aserrín más tierra. Cuculiza (1956) menciona que en la propagación vegetativa del olivo se, utiliza el “estacón” de 0.80 a 2.0 de longitud y de 5.0 a 10.0 cm de diámetro.

Las estacas leñosas, en lugares tropicales se pueden cortar en cualquier época del año, pero es preferible hacerlo en los meses de invierno. Las estacas

generalmente son gruesas y en la mayoría de los casos, sin hojas ni tratamiento hormonal. Sin embargo, El uso de los plantones generados por este tipo de estaca, no son recomendables para propagar árboles forestales.

4.4.1.2 Estacas de madera dura (siempreverdes de hoja angosta)

Estas estacas se deben enraizar en condiciones que prevengan un secamiento excesivo, ya que son lentas de enraizar, tardando a veces desde varios meses a un año. Debido al factor de juvenilidad las estacas tomadas de plantas madres jóvenes procedentes de semilla, enraízan más fácilmente que aquellas tomadas de árboles viejos (Hartmann y Kester, 1995; Zobel y Talbert, 1988). Dentro de ellas, tenemos especies como *Tuja* y *Juniperus* enraízan con mayor facilidad, en cambio los Abies y Pinus lo hacen con mayor dificultad. Asimismo, es importante que después de tomar el material de la planta madre se le maneje con prontitud.

Este tipo de estacas, enraízan mejor en un invernadero con intensidad de luz relativamente alta y en condiciones de humedad elevada o con una niebla muy ligera. De igual manera es beneficioso mantener temperaturas a fondo de 24 a 26.5 °C, siendo la arena un medio de enraíce satisfactorio. Por otra parte, el tratamiento con ácido indol butírico en concentraciones elevadas, por lo general, es beneficioso para aumentar el enraizamiento (Hartmann y Kester, 1995).

Las estacas se hacen de unos 10 a 20 cm de largo, quitando todas las hojas de la mitad inferior. Por otro lado algunos viveristas usan estacas pequeñas de punta de 5 a 7 cm de largo colocadas muy juntas en la caja de enraizamiento.

En algunas especies de plantas siempreverdes de hoja angosta, cierto tipo de lesionado basal a menudo es benéfico para inducir el enraizamiento (Hartmann y Kester, 1995). Resulta oportuno precisar, que las especies coníferas generalmente se propagan con este tipo de material, tardando en enraizar en promedio de 6 a 12 meses.

4.4.1.3 Estacas de madera semidura

Generalmente, estas estacas son obtenidas de especies leñosas, siempreverdes y de hoja ancha, enraízan más fácilmente que las anteriores, pero demoran más que las herbáceas; es conveniente cosecharlos justo después de que ha habido un período de crecimiento y la madera es prácticamente madura. Muchos arbustos ornamentales y algunas especies de frutales como los cítricos y el olivo pueden propagarse de esta forma (Hartmann y Kester, 1995). Su uso es frecuente en floricultura, un ejemplo es el rosal (Cuculiza, 1956).

Las estacas de madera semidura deberán ser de 7.5 a 15 cm de longitud reteniendo las hojas en la parte superior, si las hojas son muy grandes deben reducirse para disminuir la pérdida de agua y permitir menor espaciamiento en las camas de cultivo; es más frecuente que usen las puntas de las ramas para hacer estacas pero las partes basales del tallo también enraízan; en cuanto al corte basal, se realiza éste, debajo de un nudo; comercialmente se les hace enraizar bajo aspersiones de niebla intermitentes o en climas fríos y húmedos (Hartmann y Kester, 1995). Tal como se ha visto, la madera de este tipo de estaca es semi lignificada y por ello requieren de equipos e instalaciones

especiales para lograr enraizamiento; generalmente en frutales es usual emplear este material.

4.4.1.4 Estacas de madera suave

Las estacas de madera suave por lo general enraízan con mayor facilidad y rapidez que las de otros tipos pero requiere más atención y equipamiento; además, estos requieren de un mínimo de área foliar; en la mayoría de las especies se debe mantener temperaturas de 23 a 27°C en la base de las estacas y de 21 °C en las hojas durante todo el proceso de enraizamiento; en la mayoría de los casos las estacas de madera suave producen raíces en un lapso de 2 a 5 semanas (Hartmann y Kester, 1995).

En general responden bien a tratamientos con auxina. El mejor material para estacas de madera suave tiene cierto grado de flexibilidad, pero está lo suficientemente maduro para romperse cuando se dobla demasiado. El material más conveniente es el de ramas laterales de la planta madre, pero despuntando las ramas principales se fuerza el crecimiento de numerosos brotes laterales de los cuales se puede obtener estacas de madera suave de 7 a 12 cm de longitud con dos o más nudos. Es conveniente que el corte basal se haga justo debajo de un nudo, cortando las hojas de la porción inferior y reteniendo las superiores. En cuanto a las hojas grandes deberían reducirse de tamaño para disminuir la tasa de transpiración y ocupar menos espacio en la cama de propagación (Hartmann y Kester, 1995). Por lo general, las estacas de madera suave constan de la hoja, un segmento de tallo y una yema axilar, quedando demostrado que enraízan con mayor facilidad, aunque requieren de

equipos y ambientes adecuados. Actualmente, es el material predilecto para propagar especies frutales y forestales.

4.4.1.5 Estacas herbáceas:

Este tipo de estacas es muy usado en floricultura, la mayoría de las plantas ornamentales presentan condiciones aparentes para propagarlas de este modo (Cuculiza, 1956). Las estacas herbáceas tienen una longitud de 7 a 12 cm de longitud, pudiendo requerir de hojas en la parte superior o no (Hartmann y Kester, 1995); sin embargo, Cuculiza (1956), recomienda 15 a 17 cm de longitud; además, indica como condicionante retener las hojas, manteniendo en las estacas una tercera parte de ellas de la parte media superior. En condiciones apropiadas el porcentaje de enraizamiento es elevado y rápido (Hartmann y Kester, 1995; Cuculiza, 1956).

Aunque comúnmente no se necesite sustancias estimuladoras de enraizamiento con frecuencia se les utiliza para obtener uniformidad y desarrollo de un sistema radical abundante. Cuando las estacas son suculentas, jugosas como el caso de las begonias, geranios y cactus; no conviene plantarlas inmediatamente después de cortadas, se debe esperar de dos a tres días para que se seque la herida (Cuculiza, 1956). Estas prácticas tienden a prevenir la entrada de organismos que provocan la pudrición de la estaca (Hartmann, 1997). La mayoría de las plantas herbáceas responden bien al tratamiento mediante reguladores de crecimiento (Weaver, 1990). En la mayoría de los casos, el enraizamiento de las estacas herbáceas es fácil, rápido y no requieren ambientes y equipos sofisticados.

4.4.2 Estacas de hoja:

En relación a estacas de hojas, Cuculiza (1956) menciona que se debe dar esa denominación a las estacas constituidas exclusivamente por una hoja completa o partes de esta. La emisión de raíces tiene lugar en la cara inferior del limbo, base del limbo y en la base del pecíolo.

En la base de la hoja se forman raíces y un tallo adventicio que se desarrolla para formar una nueva planta, de la cual no forma parte la hoja original (Weaver, 1990). **Solo un número limitado de especies de plantas pueden ser propagados por estacas de hoja**, por ejemplo las hojas largas ensiformes como la *Sansevieria*, se cortan en secciones de 8 a 10 cm y se entierran hasta tres cuartas partes de su longitud en arena y después de un tiempo se forma una nueva planta en la base de la hoja, desintegrándose la estaca original (Hartmann y Kester, 1995).

Para iniciar por estacas de hojas carnosas, que son las que emiten raíces con mayor facilidad, como la *Begonia rex* (Cuculiza, 1956) *Streptocarpus* y la *Sansevieria* (Boutherin y Bron, 2004), se hacen cortes en las venas, en el envés de la hoja madura (Hartmann y Kester, 1995) estos fragmentos pueden estar reducidos a un rectángulo de 2 x 3 cm, con la condición de poseer una nerviación principal; los fragmentos de hojas son trasplantadas verticalmente o colocados de plano sobre el sustrato (Boutherin, 2004). La hoja se fija y se deja expuesto hacia arriba el haz de la misma. Después de cierto tiempo de estar en condiciones húmedas se forman nuevas plantas en el punto que se cortó cada vena. La lamina foliar se desintegra poco a poco (Hartmann y Kester, 1995).

La violeta africana (*Saintpaulia ionantha*) y *Piperomia sp.*, son plantas típicas que se pueden iniciar de estacas de una hoja entera (la lámina y el pecíolo), de la lámina sola o de una parte de ésta (Figura 2). Las nuevas plantas se forman en la base del pecíolo o en la vena central de la lámina foliar (Hartmann y Kester, 1995). Las estacas de hojas requieren sustratos con buena capacidad de retención de agua, así como, ambientes que proporcionen sombra.



Figura 2: Estacas de hoja. Izquierda: Violeta africana (*Saintpaulia ionantha*). Derecha: *Piperomia sp.* (UNALM, 2010).

4.4.3 Estacas de hojas con yema:

Constan de un limbo de hoja, un pecíolo y un pedazo corto de tallo, con la yema axilar adherida, tienen un valor particular en las plantas capaces de iniciar el enraizamiento, aunque no a los brotes a partir de hojas separadas y resultan también valioso cuando se desea lograr una propagación rápida, ya que uno de los nudos puede servir de estaca (Weaver, 1990).

Dentro de las especies que se inician con facilidad por estacas de hoja con yema, Hartmann y Kester (1995), mencionan a la frambuesa negra (*Rubus occidentalis*), zarzamora, boyseberry, limonero, camelia y rododendro, así como también muchos arbustos tropicales y la mayoría de las plantas herbáceas de invernadero que de ordinario se propagan por estacas de tallo. Asimismo, Cuculiza (1956), afirma que las estacas de hoja con yema se están empleando exitosamente en la propagación vegetativa del cacao en Tingo María.

Las estacas de hojas con yema son apreciables cuando el material de propagación es escaso debido a que con la misma cantidad de material materno se puede obtener el doble de nuevas plantas que si se hicieran de estacas de tallos. Cada nudo puede ser usado como una estaca. En plantas con hojas opuestas de cada nudo pueden obtenerse dos estacas de hoja con yema. Las estacas de hoja con yema se obtienen mejor de material que tengan yemas bien desarrolladas y hojas sanas que están creciendo activamente. El tratamiento de las superficies cortadas con alguna de las sustancias que estimule el enraizamiento debe ayudar a la producción de raíces. Las estacas se insertan en el medio de enraizamiento, colocando la yema a una profundidad de 1.5 a 2.5 cm. La humedad relativa es esencial y el calor en el fondo conveniente para lograr un enraizamiento rápido (Hartmann y Kester, 1995). Es evidente entonces, que este tipo de material, es sumamente importante cuando se dispone de escaso material vegetativo, pero se debe contar con ambientes y equipos especiales para el enraizado.

4.4.4 Estacas de raíz:

En las estacas de raíz es importante que al plantarlas se mantenga la polaridad correcta. Para evitar plantarlas invertidas se puede hacer un corte recto en el extremo proximal (el más cercano a la corona de la planta) y un corte inclinado en el extremo distal (el más alejado de la corona). Las estacas de raíz siempre se deben plantar con el extremo proximal hacia arriba (Hartmann y Kester, 1995). Se trasplantan verticalmente cuando su diámetro lo permite o se colocan horizontalmente en un surco cuando su diámetro es más pequeño (Boutherin y Bron, 2004)

No todas las especies pueden ser propagadas por estacas de raíz; en general, las especies que producen retoños libremente, bajo condiciones naturales son fácilmente propagados por raíz; el éxito depende de su grosor, así, las estacas más gruesas dan mejores resultados que las delgadas (Sadhu, 2005). Esta técnica se emplea esencialmente en las plantas vivaces y a veces en algunos árboles y arbustos (Boutherin y Bron, 2004).

Para plantas con raíces algo carnosas, las secciones de raíz deben tener de 5 a 7.5 cm de largo y plantarse verticalmente, cuidando la polaridad que sea correcta. En plantas con raíces grandes se propagan a la intemperie, se hacen estacas grandes de 5 a 15 cm de largo (Hartmann y Kester, 1995). El “pan del árbol” (*Artocarpus altilis*), es propagado por estacas de raíces, el método consiste en desenterrar las raíces de 2 a 4 cm de diámetro dejándoles secar una semana; luego se separan de la planta madre, se cortan en pedazos de 15 a 20 cm de largo y se colocan en el medio de enraizamiento, las plantas están listas para el trasplante a los 7 a 8 meses (PROFORFITH, 2000). Cuculiza

(1956), agrega que frutales como cerezo, membrillo y manzano también son viables de propagar en estacas de raíz. En consecuencia, es factible propagar algunas especies arbóreas, utilizando este tipo de material.

4.5 PLANTAS MADRES FUENTES DE MATERIAL PARA ESTACAS:

4.5.1 Selección de los árboles donantes:

La selección de árboles debe basarse en características de importancia económica. En frutales, deben ser altamente productivos, productividad que se debe mantener en forma continua y poseer características de resistencia y adaptabilidad; es importante elegir plantas que además de sus cualidades estéticas, posean una buena aptitud para el enraizamiento (Boutherin y Bron, 1994); para una especie maderable típica, un árbol sobresaliente será aquel dominante o codominante, de fuste recto sin bifurcaciones, de ramas delgadas y horizontales libre de enfermedades y plagas. La selección depende del objetivo final de la plantación; así en una especie para leña no interesa el fuste, pero si el vigor y la producción de ejes múltiples (Mesen, 1998). Estas son las principales limitaciones prácticas ya que estas características se expresan a edades adultas cuando el árbol ya ha perdido la condición de juvenilidad (Zobel y Talbert, 1988).

Asimismo, Mesen (1998) indica que no se puede hablar de una edad absoluta, para la selección de los arboles, ya que esta podría variar también con la especie, el objetivo de la plantación y la disponibilidad de material. En silvicultura clonal interesa generar árboles de crecimiento ortotrópico normal, similares al árbol que le dio origen.

Los árboles seleccionados deben marcarse con pintura claramente y georeferenciarlas con ayuda de GPS (Murillo *et al.*, 2003) no existe un número ideal de árboles seleccionados, lo importante es terminar con al menos 15 clones con fines operacionales (Soudre *et al.*, 2008). Entre 7 a 30 clones como lo indica Libby (1981) citado por Zobel y Talbert (1988). En general, cuanto más intenso sean los trastornos fisiológicos que deban enfrentar una determinada especie o procedencia, mayor es el número de clones que deben utilizarse (Zobel y Talbert, 1988).

Además de la selección de plantas por su valor económico, es importante considerar otros aspectos como: plantas que se encuentran amenazadas en su estado natural; propagar especies que sabemos se van a desarrollar bajo condiciones ambientales particulares, para ello, se debe contar con la mayor variabilidad posible de una especie, es decir, contar con clones que provengan de distintas procedencias y que representen la zona en estudio; selección de individuos de alta productividad y de buena calidad del fruto y la capacidad de rebrote y arraigue dentro de la especie.

4.5.2 Recolección y traslado del material vegetativo.

Hartmann *et al.* (1997) menciona que, para la recolección del material apropiado para estaca existen varias fuentes:

- De plantas que crecen en paisajes, parques, alrededores de casa, edificios y en estado silvestre. Mesen (1998) agrega que en el caso de árboles adultos en el bosque, el método más eficaz es talar el árbol y cosechar posteriormente los brotes.

- De recortes de plantas jóvenes de vivero que se obtiene al podarlas y darles forma.
- De plantas madres mantenidas como fuente de material para estacas, aunque estas plantas es posible que ocupen espacio valioso, son fuente ideal del material para estacas, dado que se puede determinar con precisión la historia e identidad de cada planta madre, es posible controlar su estado de sanidad y mantener su grado adecuado de nutrición y vigor (jardines clonales y huertos yemeros).
- El uso de cultivos de tejidos puede llegar a ser como fuente de plantas madres para estaquillado. Es decir la técnica convencional de macropropagación puede ser usado después del establecimiento de plantas madres micropropagadas.

El mantenimiento de la turgencia en los brotes y estacas a lo largo de todo el proceso es crucial para un enraizamiento exitoso. Se deben tomar todas las previsiones necesarias para evitar la marchites del material hasta que se restablezca su sistema radicular. Cuando el traslado del material vegetativo es de zonas distantes, lo mejor es utilizar hieleras colocando una capa de hielo en el fondo, se cubre con papel periódico y luego se coloca en forma alterna capas de brotes y papel periódico húmedo (Soudre *et al.*, 2008) bajo estas condiciones se crea un ambiente con temperaturas entre 14 a 16 °C (Ruíz, 2009). Por tanto, en especies forestales, para iniciar la propagación es necesario revertir al individuo selecto a su condición juvenil, por lo que se tiene que talar el mismo para cosechar posteriormente los brotes, sin embargo, el mejor método de recolección del material para propagación es mediante el

mantenimiento de plantas madres seleccionadas (jardín clonal) y manejadas que nos provean de brotes durante todo el año.

4.5.3 Establecimiento del Jardín de multiplicación.

En cuanto a la población de clones con fines comerciales Badilla y Murillo (2005) afirma que deben estar conformados por los clones con la mayor tasa de enraizamiento (superior al 70 %) y constituye la base genética que debe ser plantada en campo.

Los árboles seleccionados normalmente están a kilómetros de distancia unos de otros y distantes del área de propagación, de modo que una vez que producen rebrotes juveniles, este material se utiliza para producir las primeras estaquitas e iniciar el jardín de multiplicación (Mesen, 1998).

El jardín clonal o jardín de multiplicación es uno de los componentes principales de todo sistema de propagación, donde se tiene toda la colección completa de los árboles plus seleccionados originalmente. El árbol plus junto con todos los posibles rametos que se obtengan de él, constituyen el clon (Badilla y Murillo, 2005) y son la fuente continua de material vegetativo juvenil para el programa de propagación (Soudre *et al.*, 2008).

Existen dos tipos de jardines clonales para propagación por estacas, los establecidos directamente en el suelo (setos), técnica que actualmente se está utilizando en la estación experimental del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) con sede en Ucayali y los que se montan en macetas o contenedores en invernaderos. En el segundo caso, Mori Da Cunha *et al.*

(2008) en un experimento de mini jardín clonal de *Erythrina falcata* Benth, utilizando dos sistemas de manejo, primero el hidropónico en canaletas de arena y el segundo en tubetes de 110 cm³, con fertirriego (5 L m²); realizando las cosechas de los brotes cada 15 y 30 días en cada sistema respectivamente; llegaron a la conclusión de que estos sistemas son eficientes para la propagación vegetativa de esta especie, siendo el sistema hidropónico el más promisor; bajo estas condiciones es posible conseguir plantones para campo definitivo a los 4 – 5 meses de edad.

En los últimos 20 años, las técnicas usadas de mini jardines tuvieron una evolución muy grande con la reducción de área, incremento de la productividad y disminución del tamaño de las estacas (Higashi *et al.*, citado por Da Cunha *et al.*, 2008).

Soudre *et al.* (2008) indican que para definir el tamaño del jardín clonal se debe tomar en cuenta:

- Área anual a plantar
- Número de plantas necesarias
- Número de meses disponibles de plantación al año.
- Porcentaje de enraizamiento de la especie.
- Número de clones del programa

La estimación de la superficie del jardín clonal comercial establecido directamente en el suelo, puede obtenerse de la siguiente forma, para el siguiente caso:

1. Se requiere plantar 50 ha por mes a un espaciamiento de 4 x 4m (625 planta/ha) durante 4 meses y se tiene 30 clones.
2. Mensualmente se requieren: $625 \times 50 = 31,250$ plantas, más un 20 % por seguridad = 37,500; $37,500/30$ clones = 1,250 plantas por clon al mes.
3. Sí cada planta donante produce 10 estaquillas por mes, utilizaremos: $1,250/10 = 125$ plantas donantes por clon.
4. Sí consideramos el enraizamiento del 70 %, se tiene: $125 \times 1.43 = 180$ plantas donantes por clon. Como son 30 clones se necesita 5,400 plantas donantes.
5. A un distanciamiento de 0.4 x 0.4 m, se necesitará $5,400 \times 0.16 \text{ m}^2 = 864 \text{ m}^2$ de jardín, más un 50 % de entrecalles se necesitará un área total de 1,300 m² de jardín.

Uno de los esfuerzos en desarrollar un jardín de multiplicación en la Amazonía peruana, fue el iniciado hace dos años en la estación experimental del IIAP en Ucayali, con especies forestales tales como, caoba, cedro, ishpingo, tornillo, marupa, shihuahuaco, tahuari, teca, palo rosa y pumaquiro. Además de un jardín monoclonal de uña de gato de cuatro años (Soudre *et al.*, 2009).

Los huertos fueron establecidos como setos vivos, con plantones de un metro de altura a distanciamiento de 0.25 y 0.40 m, después de 15 días de instalados fueron podados a la altura de 0.20-0.30 m desde la base con la finalidad de producir brotes. El huerto esta cerca de la zona de enraizamiento, y cada especie de procedencia conocida se agrupa en miniplantaciones de 1 m x 10 m (Figura 3). Para el jardín clonal de camu camu se uso plantas selectas de alta productividad y distanciamientos de 1 x 1 m.



Figura 3: Miniplantación de especies forestales bajo la modalidad de huerto yemero (IIAP-Ucayali, 2010).

En consecuencia, para fines operacionales de plantación, se requiere contar jardines clonales o de multiplicación, los mismos que deben proveer de materia prima (brotes) para la multiplicación vegetativa; el tamaño de éstas, establecidas directamente en el suelo está dado: por la cantidad de clones a propagar, el área a plantar, la densidad de siembra del cultivo y el porcentaje de enraizamiento de los clones; sin embargo, actualmente hay una tendencia a reducir estas superficies instalando a las plantas madres sobre recipientes como macetas y tubetes dentro de invernaderos bajo sistemas de nebulización e hidropónicos.

4.5.4 Manejo del jardín de multiplicación:

El jardín clonal o de multiplicación debe manejarse como un cultivo, es decir, un sistema de producción muy intensivo que requiere buenas prácticas silviculturales y un manejo adecuado (Badilla y Murillo, 2005); de manera que, se debe asegurar mediante protocolos un buen manejo de cultivo y una buena

sanidad, además de garantizar la identificación a “*posteriori*” de una estaca mediante sistemas de trazabilidad (López y Carazo, 2005).

4.5.4.1 Fertilización y abonamiento:

No existen recetas fijas, ya que el régimen de fertilización dependerá de la intensidad de producción, el tipo de suelo, la especie, la época, sistemas de producción y otros factores. El tipo de fertilización de las plantas donantes puede incidir grandemente en el enraizamiento de estacas (Mori Da Cunha *et al.*, 2009).

Después de cada cosecha se tiene que realizar la fertilización para reponer los nutrientes al suelo. En la estación experimental del IIAP en Ucayali, se utiliza una mezcla de cal y ceniza a proporción de 1:4 respectivamente; además, un total de 10 gr de N-P-K por planta; adicionalmente se cubre con 1 kg de gallinaza bien madura por planta. Además, en la base de la planta se coloca el mulch producto de las podas. Asimismo, según los requerimientos de la especie, es conveniente complementar con aplicaciones semanales de fertilización foliar al 1% (Soudre *et al.*, 2009).

Asimismo, Mori Da Cunha *et al.* (2008) utilizaron soluciones nutritivas en su experimento de jardines clonales bajo sistema hidropónico y en tubetes obteniendo buenos resultados. Por consiguiente, parece igualmente importante el contenido equilibrado en oligoelementos, como el boro que produce un efecto positivo en el enraizamiento (Boutherin y Bron, 2004). Es evidente que el estado nutricional de la planta madre, afectará a la calidad final de la estaca

(López y Carazo, 2005) por ello, se debe vigilar rutinariamente la aparición de síntomas por deficiencia.

4.5.4.2 Riego:

Es necesario para incentivar el crecimiento de los brotes y se pueda lograr más cantidad de estacas, el riego se efectúa dependiendo de la estación. En estación seca los riegos pueden ser diarios o inter diarios, también es posible utilizar sistemas de riego por goteo. Es importante contar con una fuente de agua cerca al jardín clonal. Se recomienda la cosecha de brotes sobre plantas madre turgentes.

4.5.4.3 Iluminación:

Es un factor que está muy ligado a los requerimientos propios de la especie, algunas de ellas requieren estar al aire libre, es decir, a plena luz, para producir buen enraizamiento, como el caso de cedro y caoba; así como especies que necesitan pasar por un proceso de sombreado antes de cortar los brotes (Referencia personal, Soudre 2010). Para el sombreado se utiliza una malla negra tipo sarán o Rashell (Mesen, 1998) o materiales alternativos de la zona como hojas de palmera. Las irradiancias superiores al punto de compensación lumínico pueden inhibir o retrasar el enraizamiento, promoverlo o no afectarlo. La planta madre necesita recibir un nivel mínimo de irradiancia para su crecimiento pero el óptimo para un enraizamiento posterior favorable (López y Carazo, 2005).

4.5.4.4 Poda:

La poda se realiza con la finalidad de estimular y mantener el material vegetativo seleccionado en forma recurrente, conservando la juvenilidad del material y no pierda su capacidad de enraizamiento, para especies forestales se deja un máximo de dos a tres brotes vigorosos y libres de plagas y enfermedades, deben presentar en la mayoría de los casos, crecimiento ortotrópico, esta operación es conveniente realizarla a los 15 a 30 días (Figura 4). Esto es clave para el éxito del enraizado.

Asimismo, se debe eliminar las hojas viejas y/o enfermas, además, es importante evitar realizar sobre la planta podas excesivas para mantener el estado juvenil, ya que su función es producir estacas durante el mayor período posible (López y Carazo, 2005).



Figura 4: Miniplantación de bolaina blanca (*Guazuma crinita*). Poda para favorecer el crecimiento de brotes vigorosos (IIAP-Ucayali, 2010).

4.5.4.5 Deshierbo:

Las malezas compiten con las plantas madre por los nutrientes del suelo, agua y luz. Además, estas plantas indeseables sirven de hospederas a insectos y patógenos dañinos a las plantas cultivables (Labrada *et al.*, 1996). Por tanto, para un eficiente desarrollo de las plantas del jardín clonal se tiene que realizar el control integrado de malezas y en el momento oportuno.

4.5.4.6 Control fitosanitario:

Aplicar tratamientos preventivos, además que realizar evaluaciones constantes dentro del jardín de multiplicación para la observación de apariciones de síntomas de plagas y enfermedades. Asimismo, mantener ciertas prácticas conducentes a evitar contagios como desinfectar las tijeras periódicamente (Hartmann *et al.*, 1997) este mismo autor indica que las medidas preventivas incluyen manejo integrado de plagas y enfermedades.

En consecuencia, las plantas madres necesitan de apropiadas prácticas de manejo, como fertilización, poda, riego, iluminación, deshierbo, control fitosanitario y raleos; que permitan conservar la juvenilidad del material. Estas prácticas son específicas a cada especie, por ello, se necesita encontrar protocolos de manejo pertinentes en las plantas madres conducentes a optimizar el enraizamiento. Asimismo, es necesario determinar en los clones la fluctuación de su capacidad de enraizamiento con relación al tiempo, estudio que nos servirá para identificar a las plantas dentro del jardín clonal con mejor capacidad de rebrote y enraizamiento con fines operacionales.

4.5.5 Técnicas para favorecer el enraizamiento

4.5.5.1 Anillado:

Por lo común el anillado de los tallos produce un aumento en la producción de auxinas, por encima de la incisión, durante cerca de 10 días; después se produce una disminución gradual, correlacionado frecuentemente con un cese o retraso en el crecimiento de los brotes (Weaver, 1990).

Se considera que el anillado incrementa la iniciación de raíces, al bloquear el movimiento hacia abajo de hidratos de carbono y otros factores que promueven el enraizamiento. Lecourt (1981), indica que estas sustancias circulan de arriba hacia abajo y de la punta a la base de los órganos. Cuculiza (1956), menciona que, el anillado se realiza de 2 a 3 días antes de que sea separada de la planta madre. El enraizamiento de mango, guaba y cítricos puede ser estimulado por anillado de 7 a 15 días antes de la toma de las estacas (Sadhu, 2006)

4.5.5.2 Sombreado, etiolación y aplicación de bandas:

Los propagadores de plantas utilizan el término etiolado para referirse al crecimiento obligado de las ramas de las plantas madre, bajo condiciones de intensa sombra. Durante este proceso, las plantas completas o algunas ramas se cubren con una cobertura negra tipo Sarán, cuidando dejar espacio para el nuevo crecimiento. Es preferible, entre el 95 al 98% de exclusión de luz. Luego de esto, se inicia el crecimiento en la oscuridad hasta que los nuevos brotes tengan entre 5 a 7 cm. En este punto la sombra se elimina progresivamente a lo largo de una semana (Hartmann *et al.*, 1997).

Luego, Hartmann *et al.* (1997) indica que en el primer día de la remoción de la sombra se inicia la colocación de bandas autoadhesivas negras o unos anillos de tejido tipo Velcro (exclusión de luz localizada), la cinta aislante negra de electricidad también es útil. Estas bandas mantienen el extremo basal del brote en una condición etiolada, zonas blanqueadas o amarillas donde existe una concentración mayor de auxina endógena (Hartmann y Kester, 1995), mientras la parte superior de los brotes crecen verdes por acción de la luz. Todo este proceso se resume en la figura 5. El principio se basa en que la luz destruye las hormonas, de manera que si queremos elevar su concentración localizada debemos someterla a la oscuridad (Lecourt 1981; Hartmann *et al.* 1997).

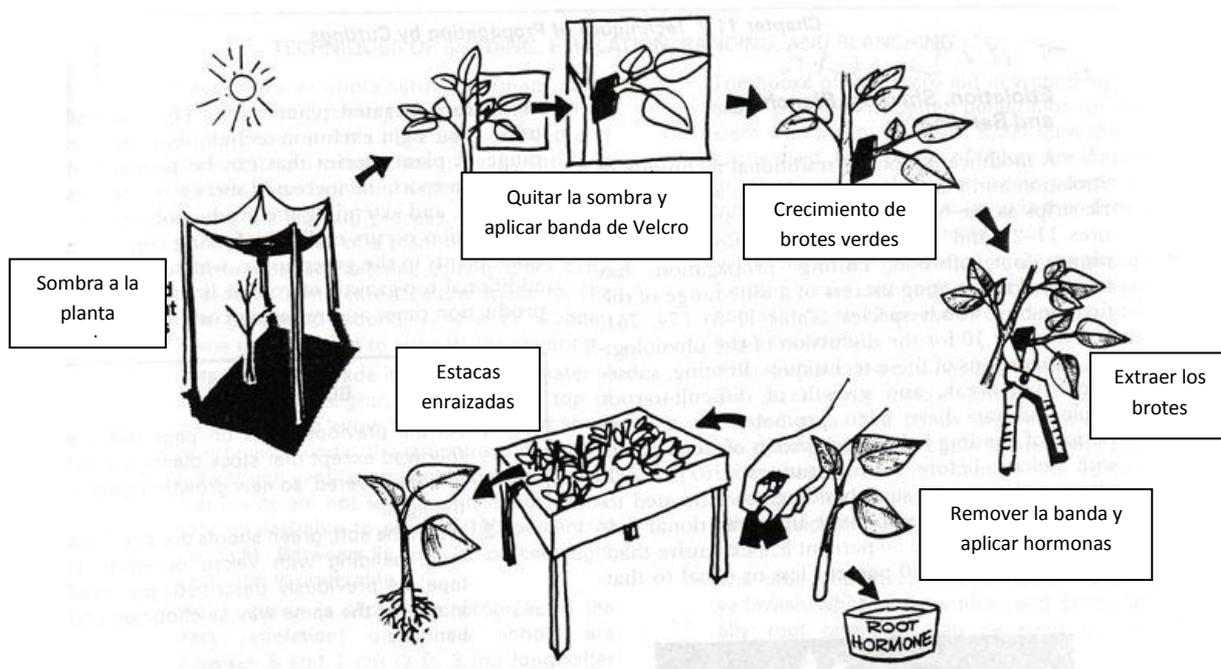


Figura 5: Esquema de etiolado de propagación de estaca de madera suave usando Velcro (tomado de Maynard y Bassuk; citado por Hartmann *et al.*, 1997).

Hartmann y Kester (1995) afirman que el etiolado, es el resultado del desarrollo de plantas o partes de planta en ausencia de luz, produciendo características como hojas pequeñas y no expandidas, tallos alargados y faltos de clorofila.

Asimismo, afirma que mediante esta técnica se puede mejorar la propagación de estacas de madera suave en especies de difícil enraizamiento. Para ejemplificar lo mencionado, Herman y Hess (1963) citado por Maynard y Bassuk (1987) condujeron un experimento de etiolación y posterior aplicación de bandas en *Hibiscus rosa-sinensis*, concluyendo que la combinación de estos dos tratamientos, incrementaron marcadamente el porcentaje de enraizamiento y el número de raíces de esta especie. De la misma manera, las especies nativas de importancia comercial como Bolaina Blanca, Marupa, Sangre de grado, Taperiba; podrían mejorar su capacidad de enraizamiento bajo esta técnica, pero requieren ser más investigados (Referencia personal, Soudre 2010). Por tanto, en las estacas que presentan dificultad de enraizamiento, es posible efectuar combinación de técnicas especiales en las plantas madres como la etiolación y la aplicación de bandas, que permitan blanquear los tejidos, concentrar auxinas y dotar de condiciones favorables a los brotes para el arraigue más eficiente.

4.6 MEDIOS USADOS PARA EL ENRAIZAMIENTO DE ESPECIES ARBOREAS

4.6.1 Tipos de sustratos usados comúnmente:

Hay diferentes tipos de sustratos de enraizamiento que se usan a nivel mundial, entre ellos el suelo con características propias de la especie, la arena de río, musgo turboso, musgo esfagníneo desmenuzado, vermiculita, perlita, piedra pómez, bloques de material sintético, tecnopor e inclusive el agua.

Sin embargo, sí se busca simplicidad y economía es indispensable usar sustratos de bajo costo y fácil adquisición, tales como arena, grava y aserrín, si bien los sustratos como vermiculita, perlita y turba, son medios efectivos para el enraizamiento de estacas, los costos pueden resultar prohibitivos para los proyectos de desarrollo rural. Se encuentran diferencias sustanciales entre especies en su capacidad de enraizamiento en diferentes sustratos; la razón de las preferencias requiere ser más investigada y probablemente estén relacionados con la composición relativa (sólidos, agua y aire) de los sustratos el cuál presentan variaciones considerables (Mesen *et al.*, 1992).

Suelo:

Se utiliza para plantar estacas de madera dura de especies deciduas y estacas de raíz. El suelo no se considera un medio adecuado para el enraizamiento de estacas suculentas, como la madera semidura y suave (Hartmann y Kester, 1995), por lo general se usa mezclado con otros sustratos.

Arena:

La arena es el medio de enraizamiento preferido, el cuál proporciona aireación y retención de agua adecuada, la apertura de hoyos, la inserción y la extracción de las estacas enraizadas son más fáciles (Mesen, 1998). La arena es de bajo costo y fácil de obtener, debe ser lo suficientemente fina como para retener humedad alrededor de las estacas y bastante gruesa para permitir que el agua drene a través de esta (Hartmann y Kester, 1995).

En el IIAP Ucayali, a través de un proceso de clasificación por medio de zarandas (tamices), se obtiene tres tipos de arena de acuerdo a su

granulometría (sistema de clasificación de Kopecky, 1936): arena fina (0.1 – 0.2 mm), arena media (0.2 – 1.0 mm), y arena gruesa (1.0 – 2.0 mm); el tipo de arena favorece el enraizamiento particular de algunas especies nativas como *Cedrela odorata* que presenta un mayor porcentaje de enraizamiento en arena gruesa, *Swietenia macrophylla* en arena media y *Cedrelinga cateniformis* en arena fina (Soudre *et al.*, 2009).

Gravilla:

La gravilla natural o piedra de río, según sistema de clasificación Kopecky (1936) se utiliza gravilla fina de (2.0 – 5.0 mm); se usa este sustrato solo o mezclado especialmente con arena observándose en la mayoría de los casos mejores resultados mezclados con arena.

Existen diversos tipos de sustratos, sin embargo para proyectos de mayor impacto es indispensable usar materiales de bajo costo y de fácil adquisición, en este sentido el uso de arena, gravilla y aserrín son los materiales usados con mayor frecuencia.

4.6.2 Sustratos comerciales y alternativos:

Dentro de los sustratos para uso inmediato; existen en el mercado productos comerciales con mezclas y proporciones variadas, algunos como: la marca Promix-BX (musgo esfagnum, perlita y vermiculita) (Hartmann *et al.*, 1997), también, Golden mix de Amafibra (productos a base de fibra de coco) y Plantmax, se utilizaron estos dos últimos en *Psidium guajava* y se logró 100% de enraizamiento (Sales *et al.*, 2009).

Actualmente, se vienen ensayando con algunos desechos agroindustriales locales (Figura 6) como la pajilla de arroz carbonizada, la fibra de la fruta de la palma aceitera, el aserrín de las distintas especies forestales, los desechos de la fabricación de la cerveza, la fibra de coco, con lo que se espera optimizar el proceso de enraizamiento de especies forestales nativas a escala masiva y el uso óptimo de residuos de la agroindustria local (Referencias personales Rafael, 2010). Entonces, una alternativa y que a la vez crea un rango más amplio de medios para el enraizamiento de estacas es el uso de materiales locales, así el uso de desechos de productos agroindustriales resultarían efectivos solos o en mezclas, sin embargo, ello requiere ser más investigado.



Figura 6: Diversos tipos de sustratos alternativos en proceso de solarización, para su empleo en enraizamiento de estacas juveniles del proyecto PROVEFOR (IIAP-Ucayali, 2010).

4.6.3 Técnicas de desinfección de sustratos:

Debido que el sustrato puede contener organismos patógenos perjudiciales se les debe aplicar técnicas tales como desinfección por vapor, el sustrato es desinfectado en una caldera aproximadamente por 2 horas constantes al vapor de agua. Otra manera de desinfectar con calor es por solarización, sometiéndole al sustrato a la acción directa del sol (Figura 6). Así como, la aplicación de sustancias químicas antes de llevarlos al ambiente de propagación. Los fungicidas que se utilizan frecuentemente son Diazoben, Benomyl, Cupravit y el Captano; para controlar patógenos como *Rhizoctonia*, *Fusarium*, *Phytophthora*, y *Phytium*; agentes infecciosos que son perjudiciales para las estacas.

En un ensayo en propagación vegetativa de *S. macrophylla* en Brasil, Miranda, E.M. y Miranda K.R. (2000), utilizando estacas semileñosas con cuatro sustratos (pajilla de arroz carbonizada, arena fina, arena gruesa y aserrín) y varias dosis de AIB, a pesar que los sustratos fueron tratados con PCNB a 0.5% (4 litros/m²), concluyeron que la alta humedad y temperatura de la cámara de sub-irrigación facilitó la diseminación de hongos, principalmente del genero *Fusarium*, no siendo posible comprobar por causa de mortalidad de las estacas la eficiencia del propagador.

Por lo tanto, el sustrato debe de estar libre de patógenos, por lo que es importante tratar el sustrato en forma preventiva. La incidencia de patógenos dentro de las cámaras de enraizamiento podría traer como resultado una alta mortalidad de las estacas.

4.7 AMBIENTES Y ESTRUCTURAS PARA LA PROPAGACIÓN:

Según Hartmann *et al.* (1997) la propagación por estacas puede darse en estructuras muy complejas como invernaderos dotados de alta tecnología, en polipropagadores o cámaras de sub-irrigación, en platabandas con tinglado, en cajas y frascos. Asimismo, manifiesta que lo importante es que estos sistemas de propagación que facilitan el enraizamiento, están diseñados para:

- Mantener una atmósfera con baja demanda de evaporación, minimizando la pérdida de agua por transpiración de las estacas y de este modo evitando el déficit hídrico de los tejidos.
- Mantener temperaturas aceptables, para la regeneración del metabolismo necesitado en la base de la estaca, mientras se evita el stress por calor de las hojas.
- Mantener niveles de luz adecuados para la fotosíntesis y producción de carbohidratos para el mantenimiento de las estacas.

En ese mismo sentido, la fuerza motriz que determina la velocidad de pérdida de agua en las estacas, es la diferencia de presión entre el vapor de agua en las hojas (V_{hojas}) y en el aire circundante (V_{aire}); en consecuencia, el propósito del sistema de propagación comercial es minimizar esta diferencia, disminuyendo el vapor del agua de las hojas (sistema de nebulización intermitente) y/o por el aumento del vapor del aire circundante previniendo el escape del vapor de agua (polipropagador cerrado) (Hartmann *et al.*, 1997). En este sentido a continuación se detalla los principales ambientes de propagación que favorecen el enraizamiento de estacas:

4.7.1 Invernaderos:

Se puede definir al invernadero como un recinto cerrado o delimitado por una estructura de metal o madera, recubierta por vidrio o plástico en cuyo interior se desarrolla un cultivo en condiciones controladas. Se considera que este proceso se encuentra en pleno desarrollo y que por lo tanto, este medio de protección encuentra siempre mayor aplicación, bien para evitar adversidades climáticas, o bien para mejorar la producción a nivel cuanti y cualitativo. Romano (2000),

La distribución geográfica de los invernaderos en el mundo es la siguiente: en Asia 66%, Europa 26%, África 4%, América 4% (Romano, 2000); de las cuales, el área cubierta con plástico es unas tres veces mayor que la cubierta con vidrio (Hartmann y Kester, 1995). Cabe indicar, que es en las condiciones climáticas más severas donde encontramos los invernaderos más perfeccionados y las instalaciones de protección más sofisticadas (Romano, 2000).

En general, se utilizan invernaderos de pequeñas o medianas dimensiones (100-500 m²) que permitan el control independiente de la temperatura y humedad, según las exigencias de las diferentes especies (Romano, 2000). Además, dentro del invernadero deben establecerse líneas de producción divididas en pequeños compartimentos con plástico para lograr un mayor control de la producción y sanidad. Un invernadero de 7 m de ancho y 12 m de largo, con 4 líneas de producción de *Tectona grandis*, tiene una capacidad de producción de aproximadamente 28 000 estacas enraizadas (en pellets de 30 mm de diámetro) cada 6 a 7 semanas (Murillo *et al.*, 2003).

El invernadero para enraizamiento está provisto de instalación de humidificación para evitar que en el ambiente en que se está produciendo el descenso de la humedad relativa y el incremento de la temperatura provoquen un aumento de evapotranspiración y el cierre de las estomas de las hojas de los esquejes, con la consiguiente dificultad para el enraizamiento. Los sistemas más extendidos se denominan “Mist” y “Fog” (Romano, 2000). Por otra parte, la ventilación es necesaria en estas estructuras, para dar movimiento al aire y su intercambio con el exterior, como una ayuda para controlar la temperatura y humedad (Hartmann y Kester, 1995).



Figura 7: Plantas ornamentales producidas en invernadero (UNALM, 2010).

En consecuencia, los invernaderos son estructuras o cámaras que proporcionan dentro de esta, condiciones ambientales controladas tanto de luminosidad, temperatura, humedad relativa para el desarrollo de las estacas, generalmente están asociadas con sistemas de nebulización intermitente (Figura 7). Su uso es más apropiado para la propagación de plantas a gran

escala. Sin embargo, también es posible construir pequeñas construcciones de madera de bajo costo como los sistemas de sub irrigación que proporcionen condiciones similares a la antes indicada.

4.7.1.1 Sistemas de nebulización intermitente:

Este sistema es bastante empleado por los propagadores de todo el mundo, siendo la más importante función, proporcionar una película de agua sobre la superficie de las hojas de las estacas, para interceptar la irradiación de la luz, de tal forma que el agua es evaporada de la superficie de la hoja y no del agua interno de los tejidos de ella. Entonces, la niebla intermitente controla la pérdida de agua de las estacas, reduciendo de las hojas y alrededores, la temperatura del aire vía enfriamiento y humedad relativa alta (Hartmann *et al.*, 1997).

Una aspersión intermitente de niebla sobre las estacas que están sobre la cama de enraizamiento es muy efectiva para ayudar el enraíce de estacas con hojas de un gran número de especies de plantas, inclusive las que con anterioridad se consideraba que era muy difícil o imposible (Hartmann *et al.*, 1997). Asimismo, es posible hacer enraizar estacas grandes con una superficie foliar considerable, permitiendo con ello la producción de plantas grandes, listas para su venta, en un corto tiempo (Tinga *et al.*, 1963; citado por Hartmann y Kester, 1995). Sin embargo, las estacas de ciertas plantas, en particular aquellas de tipo suculento con hojas carnosas y algunas otras que sufren abscisión del follaje, no se comportan bien bajo la niebla, enraizando con mayor facilidad en una cama de propagación cerrada (Hartmann *et al.*, 1997).

Para la propagación de estacas bajo niebla, es esencial que se use un medio de enraizamiento bien drenado, que las camas estén levantadas del piso y equipadas con tubos de drenaje o alguna otra forma de remover el exceso de agua. También, la calidad de agua puede influir en el enraíce, así el agua de contenido relativamente elevado de sales totales, conteniendo calcio o magnesio puede ser bastante satisfactorio, por lo contrario, el agua rica en sales como carbonatos, bicarbonatos e hidróxidos de sodio o potasio pueden ser muy perjudiciales (Hartmann y Kester, 1995).

Romano (2000) menciona que un sistema "Mist" o sistema de nebulización, consta de una red de distribución por medio de tubos y boquillas funcionando a deflexión que funciona a 4 atm. Con agua que contenga poca cantidad de cal y con un gasto pequeño de agua (10-15 l/h). Se produce una lluvia muy tenue de breve duración (5-15 segundos), que alterna con paradas de duración variable según las especies y las condiciones climáticas. En referencia al rango del tamaño de la gota producida por este sistema, Hartmann *et al.* (1997) indica de 50 a 100 micras.

En este sentido, Longman (1993) indica que el sistema de nebulización completo consta de:

- a. Un suministro de agua (pozo, depósito, tanque o por cañería de red).
- b. Una bomba eléctrica capaz de suministrar suficiente agua a una presión de al menos a 15 m de distancia, además de un interruptor de presión y controles.

- c. Un sistema de filtrado que elimina las partículas que bloquearían los chorros de niebla.
- d. Un control de niebla, con un temporizador, que permite el ajuste de:
 - la longitud de cada ráfaga de niebla (2-15 segundos);
 - la frecuencia de los estallidos (cada 2-60 minutos);
 - un régimen diferente para el día y la noche, en este sentido, Hartmann y Kester (1995) indica que es preferible suspender el sistema durante la noche. Por otra parte, algunos controladores tienen un sensor electrónico que detecta la evaporación de la niebla y controla la frecuencia y la duración de las ráfagas.
- e. Un conjunto de boquillas de aspersion, de preferencia con válvulas para apagar. Se tienen disponibles dos tipos de boquillas de aspersion, cada uno con varias modificaciones: el quemador de petróleo y el tipo deflexión.

Es imprescindible para este sistema disponer de instrumentos de control automático, hay disponibles varios tipos de ellos, todos operando para controlar una válvula selenoide (magnética) en la línea de agua de las boquillas (Hartmann y Kester, 1995).

Para un invernadero pequeño donde alcanzan 2 banquetas de 8 por 1 m como el de la UNALM (Figura 7), en promedio pueden entrar 400 estacas/m² especialmente si las estacas no poseen hojas como la *Bougainvillea spectabilis*; el sistema de nebulización utiliza aproximadamente entre 150 a 200 litros/día, y esto depende de la frecuencia de la intermitencia del riego, el tipo de boquilla y la estación del año (Referencia personal, Jaulis 2010).

Pérez y Dreyfus (1998) realizaron en Pucallpa, diversos ensayos alentadores en plantas medicinales utilizando sistemas de niebla, el mismo, que está constituido por tubos de PVC a una altura de 40 cm sobre los canalones, colocados a lo largo del tubo boquillas nebulizadoras de tipo deflexión, distanciados a 50 cm (muy similar a la figura 8). Además, consta de camas de propagación de eternit de 7.0 m x 1.0 m y 0.22 m colocadas a 0.80 m sobre el suelo con sistema de drenaje en uno de los extremos con inclinación de las camas al 1 %. El llenado de los canalones consiste en 5 cm de grava, luego 5 cm de confitillo y sobre eso 10 cm del sustrato que es arena de río lavada.

La instalación del sistema Mist, puede ser aérea apoyándose en la misma estructura del invernadero (Figura 8) como lo mencionado por Pérez y Dreyfus (1998), o apoyada sobre la banqueta, en la que las boquillas nebulizadoras, son montadas sobre prolongaciones perpendiculares (Longman, 1993).

También es posible adicionar nutrientes a la niebla, no aumenta la iniciación de las raíces, pero mejora la calidad y el crecimiento subsecuente de ellas. Así, en el caso de estacas de enraizamiento lento, es posible utilizar como niebla nutriente fertilizantes foliares a dosis de 23-8-14 de N-P-K respectivamente, aplicado a razón de 44 g/100 l. Por otra parte, es posible también utilizar sistemas de niebla en el proceso de aclimatación, dejando las estacas enraizadas en su lugar, reduciendo gradualmente la duración de los períodos de niebla. Hartmann y Kester, 1995).

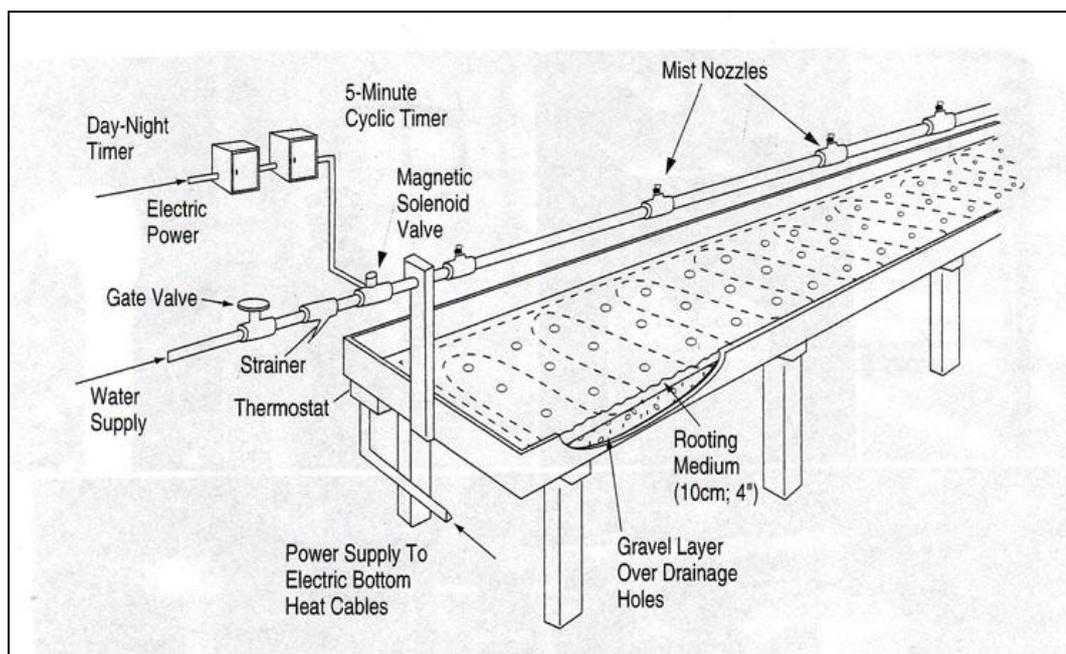


Figura 8: Partes básicas de la instalación de un sistema de nebulización intermitente. Con un temporizador de apagado de día y noche, y el segundo temporizador que provee ciclos de intermitencia. (tomado de Hartmann *et al.*, 1997)

En consecuencia, La función del sistema de nebulización intermitente es evitar el estrés hídrico, su utilización permite la propagación de especies arbóreas difíciles de enraizar usando estacas foliosas de madera semileñosa y suave; sin embargo, la instalación y mantenimiento es relativamente costoso por lo que su utilización es indicada para propagación a gran escala.

4.7.1.2 Cámaras de sub-irrigación:

Leakey *et al.* (1990) citado por Mesen (1998) indican que el propagador de sub irrigación es básicamente un marco de madera rodeado por plástico transparente para hacerlo impermeable; los primeros 25 cm se cubren con capas sucesivas de piedras grandes (6-10 cm de diámetro), piedras pequeñas (3-6 cm) y grava fina, y los últimos 5 cm se cubren con el sustrato de enraizamiento elegido; los 20 cm basales se llenan con agua (70 a 80 litros

aproximadamente), de manera que el sustrato de enraizamiento siempre se mantendrá húmedo por capilaridad. Para introducir el agua y observar su nivel, se utiliza una tubería o un cilindro de bambú insertado verticalmente a través de las dos primeras capas superficiales (grava fina y sustrato). La caja se cubre con una tapa que ajuste bien, también forrada de plástico, para mantener la alta humedad interna. Asimismo, Longman (1993) indica que un tamaño conveniente de una cámara de sub-irrigación es de 1 m de ancho y 2.5 m de largo. La altura debe estar entre 0,5 y 1 m, con una cubierta inclinada (Figura 9).

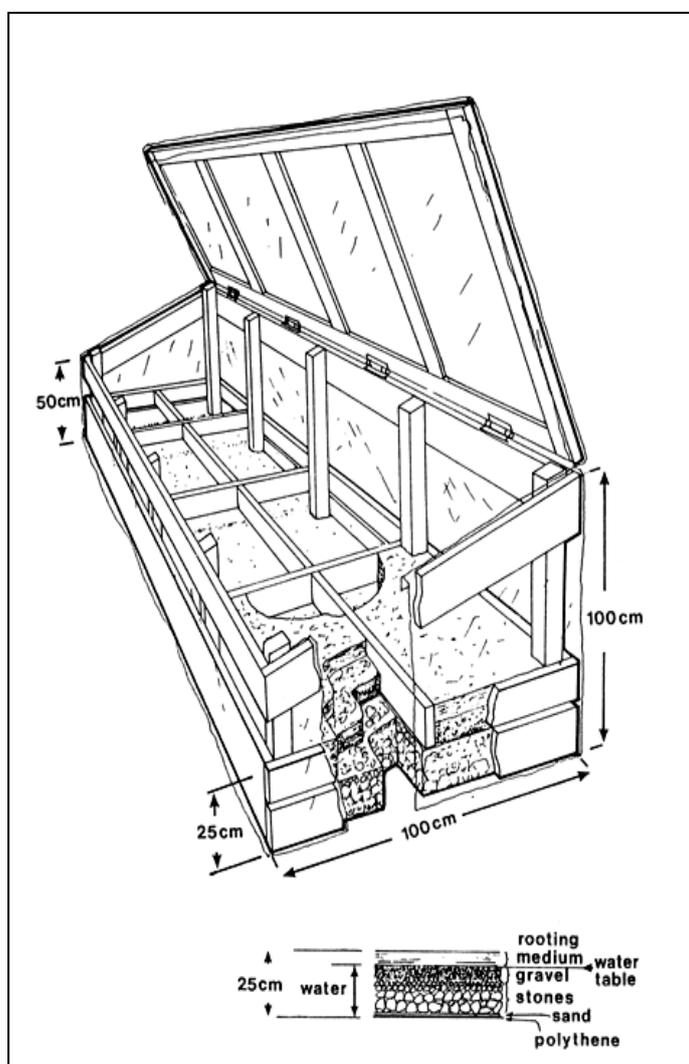


Figura 9: Diseño de la cámara de sub-irrigación (tomado de Longman, 1993).

Entonces, son estructuras de construcción simple utilizados para operaciones a pequeña y mediana escala, se caracterizan por mantener la humedad relativa cercana al 100%, tiene ventajas del bajo costo y que no requiere agua de cañería, ni electricidad, lo que la hace adecuado para condiciones rurales (Soudre *et al.*, 2008; Mesen, 1998).

El ambiente dentro de la cámara de sub-irrigación ejerce una influencia crítica en el enraizamiento de estacas juveniles, este debe mantener niveles óptimos de irradiación, temperaturas adecuadas en el aire, el sustrato y las hojas y buen balance de agua en las estacas (Loach, 1988 citado por Mesen, 1998).

En una comparación del sistema de sub-irrigación con el de nebulización, Newton y Jones (1993) encontraron valores menores de humedad relativa, temperatura foliar, y temperatura del aire en el sistema de sub-irrigación. Además, en este último el aire se satura en horas de la noche, lo cual resulta en condensación de agua en las hojas y humedecimiento del follaje. Las evaluaciones del sistema de sub-irrigación han demostrado que es al menos tan efectivo como otros sistemas sofisticados e indican su potencial para un rango amplio de especies (Newton y Jones, 1993; citado por Mesen, 1998).

Asimismo, Longman (1993) afirma que los materiales para construirlos son los siguientes:

- a. Estructura: madera (de metal o de concreto son las alternativas).
- b. Cubierta: lámina de polietileno transparente o blanco.
- c. Llenado / drenaje (por debajo de medio de enraizamiento): piedras, grava, arena.

- d. El material de fijación: clavos, grapas de oficina y chinchetas para unirse y fijar láminas de polietileno, bisagras, tornillos, clips para sujetar la cubierta.

Recientemente, varios estudios de propagación con especies forestales y frutales, vienen demostrando la gran eficiencia de esta cámara, especialmente diseñados para albergar a material tierno, juvenil bajo condiciones de alta humedad relativa; su bajo costo y facilidad de utilización la hacen accesibles a condiciones rurales.

4.7.2 Sombreadores de ambientes de propagación:

Hartmann y Kester (1995) indica que en las estructuras cerradas, el uso de sombras hace que se tenga un mejor control de la temperatura, pues de otra manera, estas, se vuelven muy calientes. Los sombreadores o tinglados son estructuras de una altura aproximada de 2 metros, provistas generalmente de malla Rashell o Sarán (disponibles en diferentes densidades), que se colocan sobre los ambientes de propagación, para proveer sombra y regular el paso de la radiación solar y la temperatura hacia los ambientes. Es importante que el sombreador sobrepase al menos 2 m la longitud del ambiente. En el caso de estructuras simples como el caso de platabandas el tinglado es bajo y se puede utilizar malla o materiales de la zona como hojas de palmera.

4.7.3 Contenedores para la propagación vegetativa:

Son envases que sostienen el sustrato y que soporta las estacas son comúnmente usados en invernadero bajo sistemas de nebulización intermitente y automática, se puede considerar su uso solo cuando:

- El número de estacas enraizadas que se producen son cada vez mayores.
- Sí se tiene especies donde se tiene elevada mortalidad durante el repique.
- Sí el sistema radicular de plántones en bolsas negras están causando problemas después de la siembra.
- Sí se desea hacer investigación en optimización del uso de sustratos.
- Sí se desea transportar plantas a largas distancias.

En este sentido, Ruano (2008), menciona que dentro de los contenedores más usados en la actualidad se pueden clasificar en envases no recuperables (un solo uso) y envases recuperables (varios usos); (Figura 10), así tenemos:

Los envases **no recuperables**, son aquellos que se destruyen o se retiran en el propio proceso del cultivo, son los potencialmente más interesantes para el futuro, contruidos de material biodegradable, estos son algunos:

- | | |
|------------------------|-------------|
| - Arnabat | - Full pot |
| - Bolsa de polietileno | - Jiffy pot |
| - Coneplast | - Multi pot |
| - Facil pot | - Paper pot |
| - Fertil pot | - Plasnor |

Dentro de los envases **recuperables**, son aquellos contruidos de plástico rígido, que no se destruyen con el cultivo y pueden usarse por varias campañas, previa limpieza y desinfección, estos son algunos:

- Arnabat
- Cetap-optima
- Forest pot
- Plantek
- Plastisol
- Tubetes
- Poliforest
- Quickpot
- Roottrainers
- Superleach
- Wm
- Vappo

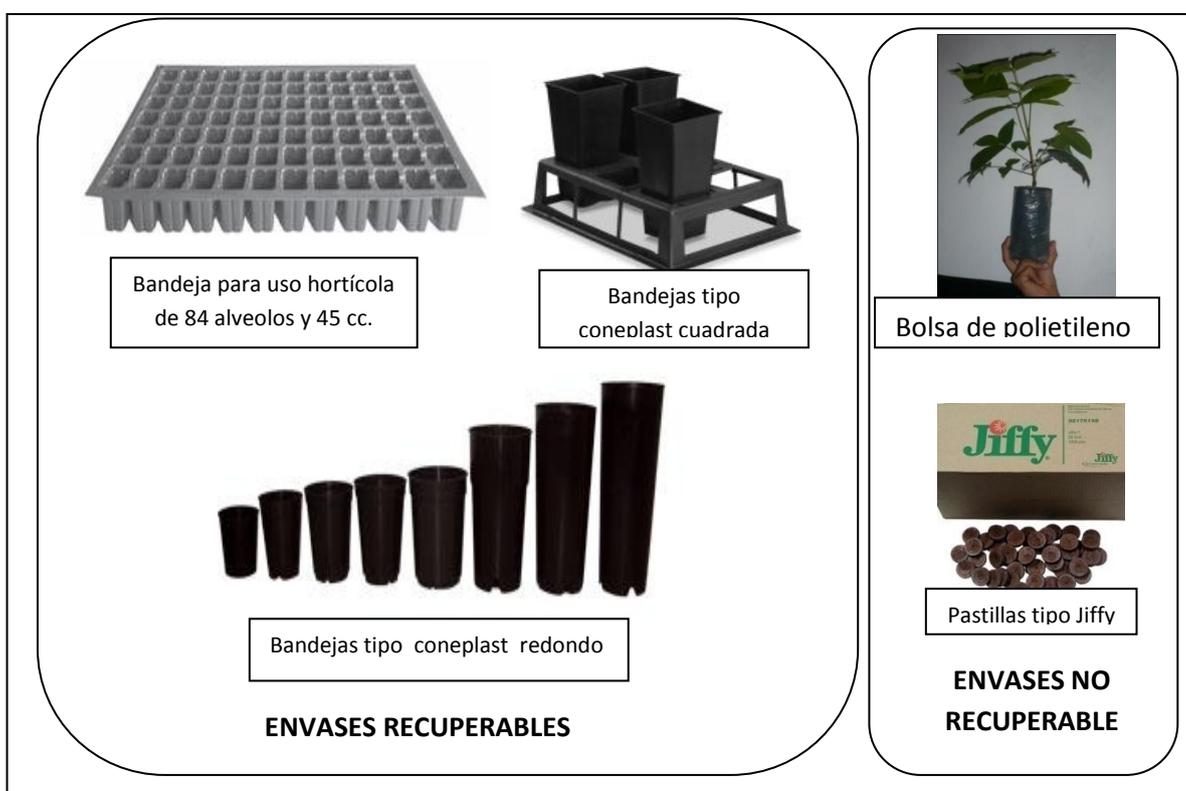


Figura 10: Diversos contenedores recuperables y no recuperables para la propagación vegetativa.

Como vemos, existen numerosas alternativas de contenedores que se pueden usar como reemplazo a las clásicas bolsas negras de polietileno en la propagación de especies arbóreas; el tipo de recipiente a usar depende principalmente de la especie, costos, disponibilidad, volúmenes de almacenamiento y el destino de los plántones (Ruano, 2008). En el caso de especies arbóreas es importante considerar recipientes de fácil manejo con

buena profundidad, que permitan un eficiente desarrollo radicular y buena consistencia del pan de tierra que influenciará en la calidad de la planta lograda.

4.8 PREPARACION DE LAS ESTACAS:

4.8.1 Corte de las estacas:

Las estacas, deben prepararse en un lugar fresco, cómodo y donde exista abundante sombra, se debe tener listo todos los materiales a usar para evitar que el proceso de preparación sea lento (Murillo *et al.*, 2003) ya que es importante evitar la desecación de los brotes.

Los cortes se efectúan por debajo de un nudo o yema, los mismos que deben ser netos sin producir rajaduras; los cortes pueden ser de tipo bisel simple según la posición de la yema, la misma que puede estar en la base o en el ápice del bisel; en doble bisel y el recto (Cuculiza, 1956); si el corte es en bisel, las raíces aparecen comúnmente en la zona más baja (Lecourt, 1981); sin embargo, en general, se obtiene una mayor uniformidad en la formación de raíces con el corte recto (Referencia personal, Jaulis 2010). En ciertas especies como por ejemplo el higo (*Ficus carica*) se realiza en la parte apical un corte transversal inclinado, para evitar la formación de un microclima que favorezca la propagación de hongos y bacterias (Flores y Jiménez, 2007).

En especies frutales, las estacas leñosas, semileñosas o suaves, se preparan de ramas con hojas adultas sanas y sin flores y cuyas yemas se observen claramente (Enríquez 2004; citado por Mata, 2006). En especies forestales, las

estacas debes ser extraídas de brotes ortotrópicos, sanos y vigorosos de 30 a 50 cm de longitud; el entrenudo terminal se elimina, ya que éste es propenso al marchitamiento, igualmente los entrenudos basales que estén demasiados lignificados. El corte es recto y se obtiene por cada brote en promedio de 6 a 10 estaquillas (Mesen, 1998) y se realiza con tijeras de podar previamente desinfectadas (Hartmann *et al.*, 1997). Es apropiado cortar justo encima de un nudo (Figura 11) de modo que cada estaca juvenil conste de una sección de entrenudo, una hoja y al menos una yema (Mesen, 1998).



Figura 11: Corte de las estacas juveniles de tornillo *Cedrelinga cateniformis* obtenido del huerto yemero (IIAP-Ucayali, 2010).

La longitud de la estaca juvenil puede variar de 4 a 8 cm, con diámetros de 3-8 mm y no es necesario dejar un nudo en la base de la estaca. Asimismo, recomienda utilizar estacas de longitud superior a 4 cm, para evitar que la hoja quede en contacto permanente con el sustrato y pueda favorecer la pudrición de la hoja (Mesen, 1998). Es importante seleccionar estacas que presenten características como buen vigor, sin enfermedades, ni anomalías en su

desarrollo, (Soudre *et al.*, 2009). Asimismo, se debe mantener la identificación de todas las estacas (Murillo *et al.*, 2003).

4.8.2 Recorte del área foliar:

Como se había mencionado la poda del área foliar de la hoja de la estaca se realiza para lograr un mayor equilibrio entre los efectos positivos de la fotosíntesis y los efectos negativos de la transpiración. A través de ensayos se determina cual es el área foliar adecuada de la especie para lograr un mayor enraizamiento (Mesen, 1998).

Para determinar el área foliar óptima se utilizan “plantillas de cartón” a la forma promedio de la hoja de la especie en estudio; las plantillas son recortadas a diferentes tamaños para obtener un rango de áreas, existiendo varios métodos para determinar el área de las plantillas, como la utilización de medidor óptico, dibujar el contorno de la hoja en papel milimétrico, determinar el área mediante conteo de cuadros y la determinación del peso de un área conocida de papel, generalmente el recorte se realiza con tijera de acero inoxidable (Figura 12). En la mayoría de las especies evaluadas se logran buenos resultados con áreas foliares de 10 a 50 cm², aunque algunas como *S. macrophylla* podrían requerir áreas mayores (Mesen, 1998).

Una vez determinado el área foliar óptima, los operarios pueden ser entrenados para recortar las hojas al tamaño deseado con bastante exactitud (Mesen, 1998). Por lo general se deja entre 30-50 % de la hoja. En un ensayo en propagación vegetativa de sachá inchi en cámara de sub-irrigación Ruiz *et*

al. (2009), obtuvo enraizamientos superiores al 90 %, utilizaron áreas foliares de 50 a 100 cm² y dosis de AIB de 0.2 %.



Figura 12: Recorte del área foliar de estacas juveniles, empleando plantillas de cartón (IIAP-Ucayali, 2009).

4.8.3 Lesionado:

Es una técnica mecánica, que consiste en propiciar heridas superficiales en la base de las estacas, estas heridas provocadas deliberadamente tienden a facilitar el enraizamiento (Calzada, 1995; citado por Cuellar, 1996), **esta técnica se aplica especialmente en estacas que tienen madera vieja** (Hartmann y Kester, 1995). El objetivo es romper el anillo del esclerénquima y permitir que las raíces en desarrollo salgan con más facilidad (Beakbane, 1961; citado por Díaz, 1991). Esto se hace mediante la eliminación de un pequeño fragmento de la corteza con un cuchillo afilado, también un raspado en la corteza de la base de la estaca (Hartmann *et al.*, 1997).

Con esta técnica, se estimula la división celular y a producir primordios radicales; esto se debe a una acumulación natural de auxina y de carbohidratos en el área lesionada y a un incremento en la tasa de respiración; es probable que las estacas lesionadas absorban más agua del medio y permita que los tejidos de la base efectúen una mayor absorción de los reguladores de crecimiento aplicado (Hartmann y Kester, 1995). En adición, los tejidos heridos por lesiones producen etileno, que puede indirectamente promover la formación de raíces adventicias. Cuculiza (1956), menciona que las lesiones pueden ser del tipo descortezado parcial, hendidura, incisiones longitudinales.

4.8.4 Desinfección de las estacas:

Después de haber preparado las estacas y antes de insertarlas en el medio de enraizamiento se les debe sumergir en una solución de cloro débil (5 mg/L), seguida de otra inmersión en solución fungicida como Captan a razón de 3.5 g/L (Hartmann y Kester, 1995), también se utiliza 3 g/L de Oxicloruro de cobre por 15 minutos. Al tratarlas con fungicidas se logra frecuentemente la supervivencia de la estaca y una mejor calidad de las raíces, además, se obtiene mayor supervivencia sumergiendo las bases de las estacas en una combinación de fungicida-AIB, que con el solo tratamiento de AIB (Weaver, 1990).

De todo esto se desprende que, hoy en día se realizan esfuerzos por reducir el tamaño de las estacas que nos permita lograr un mayor número de individuos, así en las estacas juveniles en especies arbóreas deben contener necesariamente un entrenudo, una yema y una hoja; esta última se debe recortar a áreas foliares adecuadas que le permitan realizar la función

fotosintética y evitar la excesiva transpiración. En el caso de estacas con tejidos adultos de difícil enraizamiento se puede practicar lesiones en el extremo basal para favorecer el enraizado de la misma. Asimismo, todo material a propagar debe ser tratado con productos fúngicos antes de su instalación.

4.8.5 Tratamiento con reguladores de crecimiento:

4.8.5.1 Métodos de aplicación

Los efectos de las auxinas en la capacidad de enraizamiento pueden depender del método de aplicación (Howard, 1973; citado por Leakey, 1985). Dentro de los métodos de aplicación de reguladores de crecimiento tenemos:

4.8.5.1.1 Aplicación de productos comerciales en polvo:

En este método la base de la estaca se trata con una hormona de crecimiento mezclada con un portador (un polvo fino inerte, puede ser arcilla o talco). Deben utilizarse aproximadamente de 200 a 1000 ppm de la hormona de crecimiento en estacas de madera blanda y cinco veces esa cantidad en maderas duras (Weaver, 1990).

Poco antes de introducir las estacas en el polvo se les debe hacer un corte en la base la misma. Para el tratamiento basta la cantidad de polvo que se adhiere a las estacas después de haberlas sacudido ligeramente. Sí en la base de las estacas hay poca o ninguna humedad natural antes de meterlas en el polvo, se sugiere presionar contra una esponja húmeda, a fin de lograr buena adherencia (Hartmann y Kester, 1995). Otra forma con buenos resultados es hacer un nuevo recorte en la base de la estaca, breves segundos antes con el fin que la

savia fresca mejore la adherencia de la hormona (Referencia personal, Soudre 2010). Al usar preparaciones en polvo, es aconsejable colocar en un recipiente temporal una cantidad pequeña del material, la suficiente para el trabajo que vaya a hacerse y desechar el sobrante una vez usada (Hartmann y Kester, 1995).

Las estacas se deben insertar en el medio de enraizamiento inmediatamente, teniendo cuidado de no eliminar por frotación la capa delgada de polvo adherido. Debe tomarse en cuenta que podría surgir dificultades para obtener resultados uniformes mediante este método debido a la variabilidad en la cantidad de material que se adhiere a las estacas (Weaver, 1990), lo que limita su uso para trabajos de investigación.

4.8.5.1.2 Métodos de remojo en solución diluida:

En un procedimiento más antiguo, la parte basal de la estaca (unos 2,5 cm) se remojan durante 24 horas o más en una solución diluida del material justo antes que se inserte en el medio de enraizamiento (Hartmann y Kester, 1995). Las concentraciones que se usan varían de unas 20 ppm para especies de enraizamiento fácil, hasta 200 ppm en las de enraizamiento más difícil (Weaver, 1990).

Durante el remojo se debe mantener a una temperatura de alrededor de 20 °C, evitando la incidencia de los rayos solares. La cantidad de sustancias absorbidas por la estaca dependen en cierta parte de las condiciones que la circunden en este período, lo cual puede conducir a que se presente cierta variación en los resultados obtenidos (Hartmann y Kester, 1995). Debe tomarse

en cuenta que la mayoría de crecimiento son fotosensibles, es por ello conveniente trabajar bajo sombra parcial, mientras dure el remojo de la solución.

Para las estacas suculentas de especies leñosas, resulta óptimo un remojo de 1 a 2 horas, en una solución de 100 ppm, o bien un remojo de 10 a 24 horas en solución de 5 ppm (Weaver, 1990).

4.8.5.1.3 Métodos en solución concentrada:

En los extremos basales de las estacas, se aplican concentraciones de 500-1500 ppm en estacas herbáceas y madera suave, entre 1000 -3000 ppm en tejidos con leño, de 5000 a 10000 ppm para estacas de madera dura y semidura; además, la inmersión en soluciones concentradas deben ser muy rápidas con la ventaja de ser muy uniforme, consistente, fácil de usar y apropiado para realizar investigación y ensayos particulares (Cervený y Gibson, 2005).

El producto químico puede absorberse a través del tejido intacto, cicatrices de las hojas, heridas o cortes en los extremos apical o basal de las estacas (McGuire *et al.*, 1969; citado por Weaver, 1990). Se coloca de 0.5 a 1.0 cm de la porción basal de las estacas, luego se evapora el alcohol de la sustancia enraizante adheridas en ellas (Figura 13) con ayuda de un ventilador (Mesen 1998), antes de insertarlas en el medio de enraizamiento (Weaver, 1990). Esta técnica nos permite tratar varias estacas a la vez y es más económica en comparación con el uso de preparados en polvo (Mesen, 1998). Algunos

propagadores en vez de sumergir las estacas, acostumbran asperjarlas con la solución (Hartmann y Kester, 1995).



Figura 13: Tratamiento hormonal por método de solución concentrada. Izquierda: Aplicación de regulador de crecimiento AIB, por 3 segundos. Derecha: evaporación del alcohol con aire fresco, inmediatamente después del tratamiento hormonal concentrado (IIAP-Ucayali, 2009).

Sí la porción basal del tallo muestra un hinchamiento, encallecimiento y una producción abundante de raíces justamente arriba de la base de la estaca indica que se ha utilizado una concentración efectiva (Weaver, 1990; Hartmann y Kester, 1995). No obstante, existe un límite muy estrecho entre la cantidad óptima para estimular en enraizado y la cantidad que es perjudicial Cuculiza (1956). Se considera que una concentración justamente inferior al punto tóxico es la más favorable para la formación de raíces (Weaver, 1990). Pero, las concentraciones excesivas pueden dar lugar a la inhibición del desarrollo, amarillamiento de las hojas, abscisión de las hojas, ennegrecimiento de los

tallos e incluso muerte de las estacas; por todo esto, las formulaciones disueltas en alcohol son más propensas a causar quemaduras o la deshidratación de tejidos vegetales (Cervený y Gibson, 2005). Por lo tanto es conveniente evaporar el alcohol de la base de la estacilla, para que solamente el regulador del crecimiento quede adherido.

Para el enraizamiento de estacas juveniles en las especies arbóreas, el mejor método de aplicación de hormonas es el de solución concentrada. No obstante, podría ser altamente toxico en concentraciones superiores a su dosis optima. Se recomienda realizar investigación que permita determinar la dosis óptima en especies arbóreas para el enraizamiento.

4.8.5.2 Productos comerciales, alternativos y concentraciones:

Existen numerosos productos comerciales en el mercado, entre ellos el Seradix, Clonex, Rapid Root, Rootone, Hormodin en concentraciones definidas. También se utilizan otros productos como 2,4-D en dosis muy pequeñas, vitaminas B1, ácido ascórbico, ácido nicotínico. Es posible utilizar ciertos productos naturales como sustitutos alternativos a los estimuladores de enraizamiento, entre ellos se tiene al agua de coco (sumergiendo 1.5 cm del extremo basal de la estaca), asimismo a la miel de abeja, al extracto de plantas como "sauce". La miel parece trabajar para todos los vegetales, excepto las maderas blandas y carnosas, además da a la planta azucars disponibles de inmediato y es antibacteriano por corto tiempo.

Pérez *et al.* (2002) En un ensayo realizado con la especie forestal "huaranguillo" aplicando miel de abeja (5, 10 y 15 cc/l), agua de coco (25, 50 y

100 %) y AIB (50, 100 y 150 ppm) a 270 estacas por cada enraizante y el testigo (remojado solo en agua) 100 estacas; el tiempo de remojo fue de 12 horas para los enraizantes naturales, 3 horas para el AIB y 24 horas para el testigo; Logrando un porcentaje de enraizamiento de 37.27, 41.77 y 39.81 % para miel de abeja, agua de coco y AIB respectivamente, del testigo solo cinco estacas lograron callosidad pero ninguna logró enraizar. En consecuencia, estos productos naturales y alternativos estimulan el enraizamiento de las estacas y pueden ser competitivos con el AIB. Los principales productos utilizados a nivel mundial, se muestran en el Cuadro 1.

Cuadro 1: Lista de reguladores de crecimiento comerciales permitidos para propagación de plantas (tomado y adaptado de Cervený y Gibson, 2005).

Nombre Comercial	Fabricante	Formulación	Ingredientes
Chrizopon	ACF Chemiefarma	Talco	0.1 -8.0 % AIB
C-mone	Coor Farm Supply Services inc.	Liquido	1 y 2% AIB
Dip 'N Grow	Astoria Pacific Inc.	Liquido	1% AIB+ 0.5% ANA + boro
Hormex	Broker Chemical Corp.	Talco/Liquido	Rooting powder de 0.1-4.5% AIB Hormes Concentrate-0.13% AIB + 0.24% ANA + Vitamina B1
Hormodin	E.C. Geiger, Inc.	Talco	0.1-0.8% AIB
Hormo Root	Rockland Chemical Co.	Talco	1, 2, 3 o 4.5% AIB
Rhizopon	Hortus USA Corp. Inc.	Talco y tableta soluble en agua	0.5-1.0% AIA o 0.1-0.2 ANA o 0.5 a 8.0% AIB
Roots	Wilson Laboratories, Inc.	Liquido	0.4% AIB + ethazol (fungicida)
Synergol	Silvaperl Products Ltd.	Liquido	0.5% K-AIB + 0.5% K-ANA + fungicidas y otros aditivos
Woods Rooting Compound	Earth Science Products	Liquido	1.03% AIB + 0.56% ANA
Rapid Root	Grow More	Talco	0.3% de AIB

El uso de las concentraciones menores de los productos comerciales son para estacas con tejidos suaves y herbáceas, es decir, su uso es generalmente para especies ornamentales y florales; en cambio las concentraciones altas de 0.3 % a más, es especialmente utilizado para especies arbóreas. Asimismo, en algunos casos es posible utilizar sustancias naturales como, la miel de abeja y el agua de coco, con buenos resultados.

4.8.6 Instalación de estacas en el medio de enraizamiento:

Una vez que el sustrato está colocado y nivelado en el ambiente de propagación, se cuadricula el área a utilizar con ayuda de una regla, de acuerdo a los distanciamientos a sembrar (densidad de siembra), se realizan hoyos de entre 2 a 4 cm de profundidad dependiendo de la longitud total de la estaca y el tamaño del área foliar. Los hoyos tienen un diámetro cercano al a 1 cm, para evitar dañar los tejidos del corte de la estaca y el desprendimiento de la concentración de hormonas en el extremo basal de las estacas especialmente sí esta formulado en talco inerte. Las estacas juveniles, se insertan en posición vertical en el centro del hoyo previamente realizado y luego con mucho cuidado, presionando el sustrato con los dedos, desde adentro hacia afuera de la estaca (Figura 14 derecha). En muchas especies especialmente en estacas de madera dura y semidura, también es posible instalarlas es posición inclinada como el caso de piñón blanco (*Jatropha curcas*) como se observa en la figura 14 izquierda.

Para estacas con áreas foliares entre 20 a 30 cm² un espaciamiento de 5 x 5 cm es el adecuado; es conveniente que después de insertar las estacas se asperja agua sobre la superficie foliar (Mesen, 1998).



Figura 14: Inserción de las estacas. Izquierda: Posición inclinada de piñón blanco en sistema de nebulización (Noor *et al.*, 2009). Derecha: establecimiento de estacas juveniles en la cámara de sub-irrigación (Soudre, 2010).

La longitud de la estaca y hojas (área foliar), determina la densidad de siembra en el medio de enraíce, es importante que previamente se realicen hoyos, considerando una profundidad máxima similar a la mitad de la longitud de la estaca. En cuanto a la inserción de estacas juveniles es frecuente la posición vertical.

4.9 MANEJO DURANTE EL ENRAIZAMIENTO:

4.9.1 Manejo y monitoreo de las condiciones ambientales

La principal función de un ambiente de propagación es disminuir el estrés hídrico, manteniendo a las estacas bajo condiciones de mínimas variaciones ambientales, para ello es importante realizar el manejo, monitoreo y control de las condiciones medio ambientales y lograr un mejor enraizamiento de estacas con hojas.

Hartmann y Kester (1995) afirman que para el éxito del enraizamiento de estacas con hojas es necesario temperaturas de entre 18 a 27 °C, atmosfera conducente a una baja pérdida de agua por las hojas (alta humedad relativa), cantidad de luz amplia pero no excesiva y medio de enraizamiento limpio, húmedo y bien aireado y drenado.

Es imprescindible la utilización de sombra sobre los propagadores, además, Inicialmente una vez instaladas las estacas en la cámara de sub irrigación (insertadas en el medio), se coloca sobre la cámara una capa adicional de sombra durante los primeros cinco días y compensar así la continuidad del estrés de las estacas por el corte intempestivo; luego se mantiene con la sombra inicial cercano al 75 %, hasta el final del enraizamiento (Referencia personal, Soudre 2010). La sombra de 65 % ha dado buenos resultados en el manejo del enraizamiento de un gran grupo de especies forestales nativas (Mesen, 1998).

El control de la humedad relativa y la temperatura dentro del polipropagador se efectúa con la ayuda de un termo higrómetro que nos permita monitorear ambas medidas del ambiente interior. Es necesario mantener cerrado la tapa de la cámara debido a que cuando se abre, ocurre un descenso de la humedad por escape del vapor de agua al exterior. En caso de ocurrir un descenso de la humedad relativa (inferior al 75 %), se tiene que humedecer las estacas con un rociador manual y luego cerrar la cámara inmediatamente. Es importante mantener la humedad relativa superior al 80% (Mesen, 1998). Asimismo, se conoce que, la temperatura en el interior debe oscilar entre 25 a 30 °C, bajo las

condiciones ambientales de Pucallpa la temperatura del sustrato puede variar entre los 26 a 28 °C durante el día (Referencia personal, Rafael 2010).

Para mantener adecuadamente la humedad del sustrato, es necesario monitorear que no disminuya el nivel del agua en el tubo insertado en el sustrato. Si el nivel del agua llegara a disminuir, se agrega más agua a través del tubo insertado en el sustrato (Referencia personal, Soudre 2010). En el caso de banquetas bajo sistema de nebulización intermitente, es también muy importante controlar la humedad en el sustrato, pues excesiva humedad puede causar pudrición de las estacas.

El dióxido de Carbono (CO₂) es uno de los ingredientes requeridos para el proceso básico de la fotosíntesis. El CO₂ también puede disminuir al haber mayor consumo de parte de las plantas si aumenta la luminosidad (Serrano, 2002).

Es un factor determinante para el éxito del proyecto, proporcionar de condiciones ambientales adecuadas a las estacas durante el enraizado, por lo que se debe monitorear la iluminación, la temperatura, humedad relativa y CO₂; es decir, mantener las condiciones ambientales adecuadas y controladas evitando los cambios bruscos.

4.9.2 Control fitosanitario

A menudo se desarrollan crecimiento de algas, que se presenta como un revestimiento de color verde sobre la superficie del medio de enraíce, esto sucede con más incidencia en sistemas de propagación bajo niebla después de

un período de operación; los problemas de enfermedades bajo condiciones de niebla generalmente no son serios, siempre y cuando, se mantenga las actividades de limpieza dentro de las cámaras, por ello es conveniente realizar tratamientos una vez por semana (Hartmann *et al.*, 1997).

Mantener las condiciones sanitarias en el ambiente de propagación, con prácticas constantes como la extracción de las hojas que se encuentran sobre la superficie del sustrato y que se separaron de las estacas por efectos de la abscisión foliar; de igual forma la extracción de las estacas muertas, ya que los patógenos pueden desarrollarse rápidamente incentivados por la alta humedad y luz dentro de las estructuras de propagación cerrada (Hartmann y Kester, 1995; Mesen 1998; referencia personal, Jaulis 2010). En consecuencia, las prácticas sanitarias de prevención son importantes, evitando así, problemas de potenciales enfermedades fúngicas.

4.9.3 Período de extracción de las estacas enraizadas

Se realiza la extracción cuando hay por lo menos tres o más raíces bien ramificadas y dispersas en la estaca (Leakey, 1985). El período óptimo de enraizamiento es propio de cada especie, pero por lo general es de 30 a 50 días para la mayoría de las especies forestales y frutales, después de ese período no vale la pena continuar, ya que las estacas que enraícen después tendrán raíces débiles y escasas por lo que, se debe definir un momento de levante dependiendo de la velocidad de enraizamiento de cada especie (Mesen, 1998; Soudre *et al.*, 2008)).

Las estacas enraizadas deben sacarse del medio de enraíce con mucho cuidado, levantando el sustrato por un costado, esta operación se realiza con delicadeza debido que las raíces son frágiles. Las estacas enraizadas son colocadas inmediatamente en agua para evitar su desecación. Y posteriormente repicadas en recipientes con sustrato preparado para tal fin (Referencia personal, Soudre 2010).Entonces, un período prudente de levante es generalmente entre 40 a 50 días.

4.10 MANEJO DESPUES DEL ENRAIZAMIENTO:

4.10.1 Aclimatación:

Una vez logrado el enraizamiento de las estacas, viene el proceso de aclimatación, que es uno de los pasos claves para la supervivencia y adaptación de los propágulos; los enraizadores o propagadores modernos, son prácticos porque terminada la fase de enraizado, se convierten en aclimatadores (Cuculiza, 1956). La aclimatación es un proceso por el cual las nuevas plantas se adaptan progresivamente a la luz solar y a las condiciones ambientales en general. El tiempo de permanencia en el área de aclimatación es variable, dependiendo de la especie y de la facilidad para desarrollar un adecuado sistema radicular de la estaca. De acuerdo observado en la primera aclimatación de la especie cedro, caoba, ishpingo y tornillo el proceso general de aclimatación tarda como máximo 30 días, momento en el cual la sobrevivencia es constante (Referencia personal, Soudre 2010).

Un factor importante es que la cantidad de raíces formadas en la estaca se relaciona directamente con la calidad de la planta a producir, ya que a mayor cantidad de estas, la resistencia frente a los factores estresantes, como puede ser el trasplante será mayor (Bañon *et al.*, 2002). Según Hardy (1961) hay dos posibles procedimientos que se pueden utilizar en aclimatación:

1. Conservar la estaca en el mismo propagador, en donde se efectuó el enraizamiento pasándolas a macetas o áreas del vivero una vez aclimatadas.
2. Transferir las estacas a una cámara o zona con sombra densa y regular humedad para su aclimatación. Las estacas enraizadas se repican en recipientes y se colocan en dichas cámaras.

A continuación se describen los aspectos importantes para el desarrollo de estacas enraizadas en el área de aclimatación:

4.10.1.1 Sustratos:

El sustrato utilizado podría partir de una formulación mejorada, es decir, una mezcla de tierra fértil, gallinaza y cascarilla de arroz carbonizada, en proporción de 1:1:1, u otra combinación de sustrato de textura media; sin embargo en la mayoría de los casos el tipo de sustrato más adecuado que favorezca la calidad del plantón para cada especie, aun se está investigando. En este punto la estaca ya ha perdido las reservas almacenadas y el sustrato le proporcionará los nutrientes que el plantón necesitará en el futuro (Referencia personal, Soudre 2010).

4.10.1.2 Envases:

Se utilizan los envases comunes de vivero como son las bolsas negras de polietileno, sin embargo también es posible utilizar contenedores especiales que permitan una mejor utilización del área y un óptimo desarrollo radicular, los mismos, que se indican en el acápite 2.6.3; del presente documento.

4.10.1.3 Repique:

Para esta actividad se utilizan las estacas enraizadas extraídas de la cámara (es preferible que tengan al menos tres raíces) y se colocan directamente en los envases. Esta operación se realiza llenando con el sustrato la mitad del envase, luego se coloca la estaca en el centro del recipiente y se completa el llenado; con este procedimiento de trasplante se evita dañar las raíces y asimismo que queden “bolsas” de aire que pudran las raíces.

4.10.1.4 Sombreamiento:

El ambiente de aclimatación consta de zonas que proveen diversos gradientes de sombra, por los que necesita pasar el propágulo para ir adaptándolos y evitar su desecación. Estos gradientes de sombra (Figura 15) se logran colocando mallas del tipo Sarán de diferentes densidades de sombra (85, 65 y 35% de sombra) y se relaciona directamente con el avance en la aclimatación, permitiendo el mejor control, regular el grado de luz y temperatura en la zona de aclimatación (Referencia personal Soudre, 2010).



Figura 15: Uso de gradualidad y tonalidad de sombras, son convenientes probar para la adecuada aclimatación de plántones de origen vegetativo (IIAP-Ucayali, 2010).

4.10.1.5 Podas y riego

La poda se realiza si caso lo amerita, especialmente al final del segundo mes cuando la planta está totalmente aclimatada y nos permite dar una mejor forma al árbol. El riego se efectúa de manera continua evitando la desecación, sin exceder hacia el aniego. Asimismo, en fase de investigación, es concerniente monitorear la humedad relativa y la temperatura, el control permanente de plagas y enfermedades. La aplicación de abono foliar al 1 % cada 15 días, podría corregir las deficiencias nutricionales de las plantas, favorecer el buen desarrollo de las hojas y mejora el rendimiento y la calidad del producto (Referencia personal Soudre, 2010).

En consecuencia, el proceso de aclimatación de las estacas enraizadas es un factor clave, con el adecuado manejo de éste, se evita una alta mortalidad de los propágulos, que perjudicaría la sobrevivencia de las plantas. Asimismo, el

tiempo que permanecen los propágulos en esta zona está muy relacionado a la especie y la velocidad de desarrollo del sistema radicular formado en la estaca.

4.10.2 Viverización:

Es el proceso por el cual los propágulos, provenientes del área de aclimatación, son manejados tal y como se tratase de plantas logradas de semilla botánica, se desarrollan a campo abierto recibiendo la luz solar directa. El período que los plántones procedentes de estacas enraizadas y aclimatadas están en el vivero dependen del manejo apropiado que se le otorgue y de la especie; pero por lo general un período cercano a los tres meses (90 a 100 días) sería suficiente, para su traslado a plantación. La figura 16, muestran un plánton de origen vegetativo, mostrándose la unión de la estaca y el brote muy similar a una planta de origen vegetativo, se muestra además, el abundante sistema radicular formado de la especie *C. odorata* propagada a través de estacas juveniles en la fase de vivero.

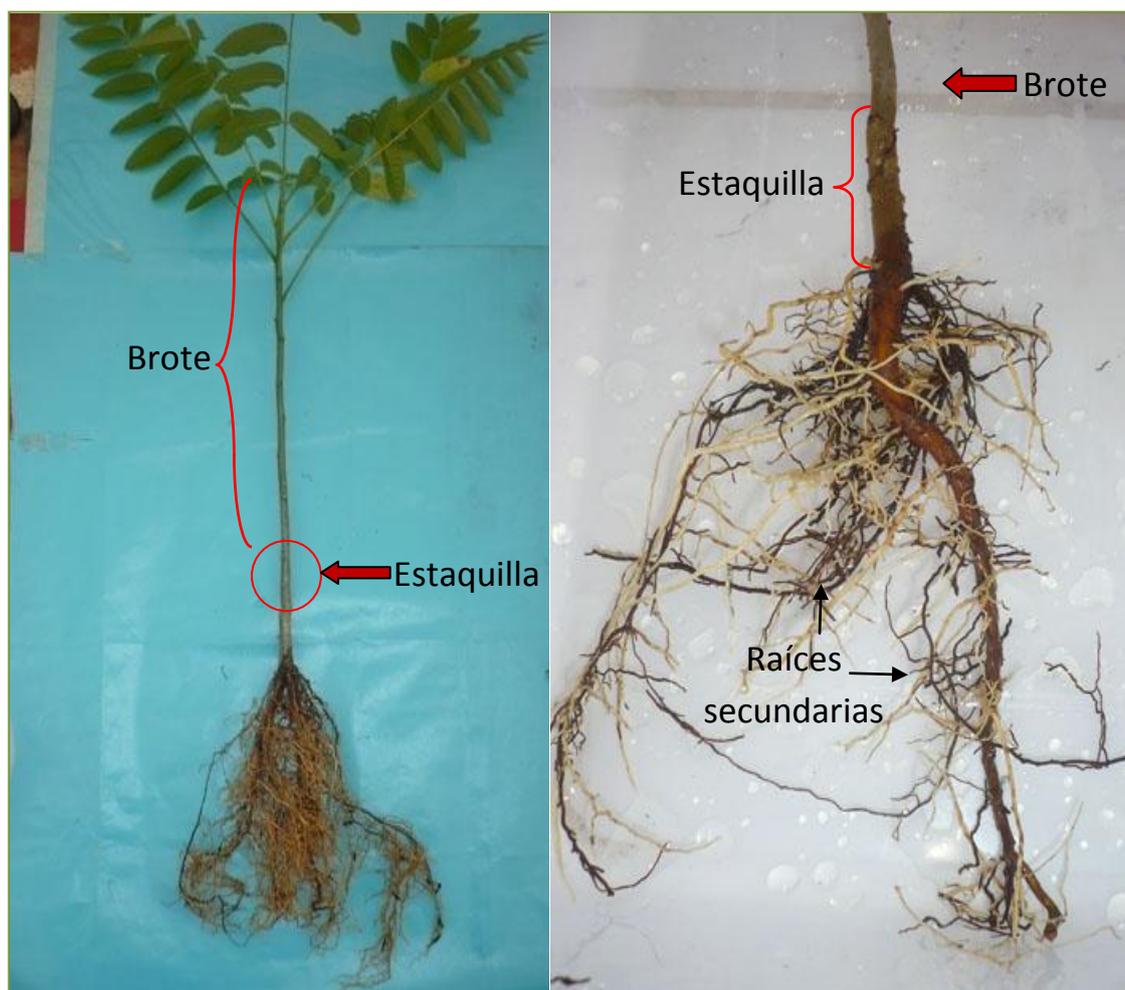


Figura 16: Raíces adventicias formadas en la especie *Cedrela odorata* en fase de viverización (6 meses de edad). Izquierda: Nótese, la estaquilla, el nuevo brote y el abundante sistema radicular. Derecha: detalle de la estaquilla y el sistema radicular (IIAP-Ucayali, 2010).

CAPITULO III: PRINCIPALES EXPERIENCIAS DE PROPAGACIÓN VEGETATIVA POR ESTACAS, CON ESPECIES ARBOREAS DE LA AMAZONIA PERUANA:

3.1 ESPECIES FRUTALES CON POTENCIAL AGROINDUSTRIAL

La propagación vegetativa de especies frutales a través de estacas es posible realizarla, para producir plantaciones uniformes y para conservar individuos con características genéticas importantes. A continuación, se describen algunas experiencias en propagación vegetativa por estacas de especies frutales de valor agroindustrial de la Amazonía peruana.

3.1.1 CAMU CAMU

3.1.1.1 Descripción botánica

Nombre Científico: *Myrciaria dubia* H.B.K. Mc Vaugh

Familia: Myrtaceae

La *Myrciaria dubia* HBK Mc Vaugh, es una planta arbustiva, arborescente perenne (Figura 17), por su arquitectura se distinguen tres tipos de plantas, el tipo columnar, el intermedio y finalmente el tipo copa abierta o cónica, que es la planta ideal (Correa y Aldana, 2007; citado por Torres, 2010); en general, alcanza una altura promedio de 5.1 m con variación desde 2.4 hasta 6.5 m de altura. La inflorescencia es axilar, las flores agrupadas de 1 a 12, son subsésiles; cáliz tiene 4 lóbulos ovoides y la corola cuatro pétalos blancos; ovario es ínfero, el androceo cuenta con 125 estambres. Las hojas varían entre 4.5 y 12 cm de longitud y el ancho entre 1.5 y 4.5 cm, ápice muy puntiagudo y base redondeada, a menudo algo asimétrico (IIAP, 2004).

El fruto es una baya de color rojo oscuro, hasta negro púrpura al madurar; de 2 a 4 cm de diámetro; con 1 a 4 semillas por fruto, siendo lo más común 2 a 3 semillas. Las semillas son reniformes, aplanadas con 8 a 11 mm de longitud, cubiertas por una vellosidad blanca (Oliva, 2002; citado por Puente, 2008). El rendimiento de la semilla, cascara y pulpa es de 24, 21 y 55 %, respectivamente. El método de propagación convencional es por semilla botánica, siendo porcentaje de germinación de 92.5 %, utilizando aserrín como sustrato y semillas medianas y pequeñas (Mamani, 1993), este resultado lo confirman Calzada (1993); Correa y Aldana (2007) citado por Torres (2010) quienes afirman que la semilla tiene un porcentaje de germinación superior al 90% cuando son recién separadas del fruto.



Figura 17: Plantación de camu camu (*M. dubia*) en caserío Pacacocha, Ucayali Perú. (Tomado de Puente, 2008).

El camu camu es originario de la región Amazónica, crece naturalmente en las orillas de los ríos, pequeños charcos y cursos menores de agua en esta región; se encuentra en estado silvestre en forma de rodales naturales en el Perú, Colombia, Brasil, Venezuela y Ecuador; sin embargo su mayor concentración y diversidad se encuentra en la Amazonia Peruana (Correa, 2001; citado por Torres, 2010). Su hábitat natural son los suelos inundables, sin embargo, se adapta a suelos con buen drenaje y regímenes hídricos con sequías hasta dos meses, tolera suelos ácidos, baja fertilidad y climas con precipitaciones pluviales de 1700 a 4000 mm/año (TCA, 1996).

3.1.1.2 Valor agroindustrial e importancia económica:

IIAP (2001) citado por Puente (2008), manifiesta que debido a la elevada concentración de ácido ascórbico, *M. dubia*, es considerado como frutal nativo de primer orden para la agroindustria. Sin embargo, hay una alta variabilidad genética que origina una heterogénea calidad en cuanto al el contenido de ácido ascórbico, cuyos valores se encuentra en un rango de 404.9 a 3253 mg/100 g de pulpa (IIAP, 2006; citado por Puente, 2008) y 1380 a 6112 mg/100 g de pulpa (Yuyama *et al.*, 2002; citado por Silva *et al.*, 2009)

En el año 2007, las exportaciones de pulpa de camu camu fueron de US\$ FOB 4'079,936 (VERITRADE, 2008; citado por INIA, 2009), entre sus principales mercados para la exportación de la pulpa están Japón (52.38 %), Holanda (27.22 %), Estados Unidos (15.32 %), Canadá (2.96 %) y otros (2.12 %) (SIICEX, 2009). En este sentido, podemos considerar al camu camu como la primera especie nativa de importancia económica que se desarrolla en suelos inundables (IIAP, 2004).

3.1.1.3 Propagación por estacas

3.1.1.3.1 Antecedentes

Santana (1997) logró obtener 56 y 48 % de enraizamiento con tratamiento de 200 y 2000 ppm de ANA respectivamente por 12 horas de inmersión, usando estacas semileñosas de 1 cm de diámetro y 20 cm de longitud, con arena y aserrín como sustrato y bajo sistemas de nebulización con 4 riegos diarios.

Pérez y Dreyfus (1998), lograron un porcentaje de enraizamiento de 64% utilizando estacas de madera suave con tres pares de hojas, extraídas de las partes terminales de las ramas de plantas injertadas de un año de edad, con dosis de 3000 ppm de AIB (Hormodin N° 2), bajo sistema de nebulización intermitente automatizada; sin embargo, no logró enraizamiento en estacas leñosas.

Galucio *et al.* (2002) citado por Puente (2008) lograron en 90 días, obtener hasta un 90% de enraizamiento, utilizando estacas con diámetros mayores que 0.8 cm y aplicando 200 ppm de ANA.

Pereira (2002) citado por Mathews y Yuyama (2010) consiguió 90% de enraizamiento, utilizando estacas juveniles de posiciones basales con diámetros de 0.8 cm, con tratamientos de ANA a 200 ppm inmerso por 14 horas; sin embargo el uso de este tipo de material es escaso para objetivos de producción masiva.

Oliva (2005), consiguió 80 y 60% de enraizamiento en *M. dubia* con tratamientos de 200 ppm de AIB por 48 horas de inmersión, seguido por 200 ppm de AIB por 24 horas de inmersión, respectivamente, uso estacas leñosas

de 25 cm de longitud y 2 cm de diámetro, provenientes de ramas laterales de las plantas de 9 años en desarrollo vegetativo, en camas cubiertas con plástico de polietileno. Oliva (2005) logró 55 y 41% de enraizamiento con tratamientos de 400 ppm de AIB + ANA por 24 horas de inmersión y 400 ppm de AIB + ANA por 48 horas de inmersión, respectivamente, empleando estacas semileñosas proveniente de plantas de 7 años de la estación experimental del IIAP Pucallpa.

INIA (2005) logró en 90 días un 40 a 50 % de enraizamiento en estacas de madera dura de 3 cm de diámetro, en sustrato de tierra agrícola con aserrín, con riegos frecuentes y bajo sombra. Además, consiguieron 100% de enraizamiento utilizando la técnica de acodado aéreo para lo cual realizaron el anillado completo de 2 cm en ramas de 2.5 a 3 cm de diámetro.

Oliva (2007) logró obtener en 90 días un 73.3 % de enraizamiento con el tratamiento testigo es decir, sin tratamiento hormonal en estacas juveniles colectadas de las ramas fruteras de plantas madres de 10 años de edad, utilizando cámaras de propagación con sub irrigación en sustrato arena y cuatro tratamientos (estacas juveniles con 4 hojas y sin la aplicación de hormonas, con 1 hoja + extracto de fruto pintón maduro, con 2 hojas + extracto de ápice y 3 hojas + extracto de ápice).

Puente (2008) logró en 90 días de estudio, 49.7 % de enraizamiento promedio en estacas juveniles usando nueve clones y área foliar de 4 a 6 hojitas, sin aplicación de hormonas; sin embargo, consiguió porcentajes variables de estos clones, desde 11.1 hasta 80.7 % de enraizamiento, usando arena como sustrato y bajo condiciones de cámara de sub-irrigación.

Silva *et al.* (2009); lograron 12 % de enraizamiento en *M. dubia*, utilizando 3000 ppm de ANA, en estacas semileñosas (20 cm de longitud y 0.8 cm de diámetro) obtenidas de plantas nativas colectadas en zonas inundables después de la fructificación, el ensayo se realizó bajo condiciones de invernadero y sistema de nebulización intermitente automatizada.

El desarrollo de investigaciones sobre la propagación vegetativa en *M. dubia*, en los últimos 17 años ha permitido entender que el uso de estacas con hojas, semileñosa y suaves que proceden de plantas madres manejadas es el más acertado; además, se demostró que el tipo de clon influye en la capacidad de enraizamiento de estacas de madera suave; asimismo, el tratamiento hormonal en estacas juveniles no es imprescindible, sin embargo, su uso en estacas semileñosas y leñosas a bajas concentraciones mejora el raigambre. En general, el proceso de enraizado es cercano a los 90 días.

3.1.1.3.2 Metodología de propagación.

Para determinar las plantas selectas de camu camu que se van a emplear en la instalación del jardín clonal, se efectúan evaluaciones en plantas promisorias por varios años, tomando para ello, criterios como elevados rendimientos, producción en forma continua, alto contenido de ácido ascórbico, precocidad, tamaño de fruta, forma de la copa, resistencia a plagas y enfermedades (Pinedo *et al.*, 2004). Para la obtención de los brotes, se realiza una poda a nivel terciario en las plantas selectas manejada agronómicamente, abonadas con gallinaza o humus, se utiliza riego por goteo en época de verano, fertilización foliar orgánica cada 10 días, control fitosanitario y deshierbos. Bajo

estas condiciones se realiza no menos de 4 cosechas por año (Referencia personal, Abanto 2010).

La rama adecuada para la propagación por estaca, es aquella que esta lista para florear, Las estacas se preparan de la parte apical y media, su longitud varia de 9.0 a 12 cm, se utilizan en promedio 4 hojas por estaca, luego se poda cada hojita hasta un 30 % del área foliar y se colocan en la cámara húmeda a 5 x 5 cm de distanciamiento entre estacas y a 3 cm de profundidad (Puente, 2008).

Después del proceso de enraizado que es cercano a 60 días (Figura 18), sigue el proceso de aclimatación en la cámara, que consiste en abrir gradualmente la tapa de la cámara de hasta 20 cm cada 6 días durante los 30 días siguientes (Puente, 2008), luego se realiza el repicado y se lleva a la zona de aclimatación por 60 días con manejo de riego y sombra, al suelo se le abona previamente con 5 kg de humus/m², se aplica además abono foliar cada 10 días, cabe indicar que en esta etapa hay un 5 % de mortalidad; finalmente, se pasa a etapa de viverización por 90 días, con los mismos cuidados de plantas de vivero, adquiriendo la planta una altura aproximada de 70 cm que es cuando están listas para campo definitivo. Bajo esta metodología es posible conseguir plantones listos para campo definitivo en 240 días (Referencia personal, Abanto 2010).



Figura 18: Estacas enraizadas de *M. dubia* a los 90 días provenientes de brotes de ramas terciarias de plantación de 20 años (tomado de Puente, 2008).

Por tanto, podemos afirmar que la propagación vegetativa a través de estacas de *M. dubia* en cámaras de sub-irrigación es efectiva y puede ser una alternativa técnicamente factible para obtener producción de clones altamente productivos y uniformes con fines de cultivo; Sin embargo, el material vegetativo para propagación es escaso por lo que es recomendable la selección y el manejo de plantas madres promisorias (jardines clonales).

3.2.2 CACAO

3.2.2.1 Descripción botánica

Nombre Científico: *Theobroma cacao* L.

Familia: Sterculaceae

El árbol de cacao alcanza una altura de 6 a 8 metros, las ramas son dimórficas, unas crecen verticalmente hacia arriba y otras oblicuamente hacia afuera (Figura 19); la raíz es pivotante; la hoja del cacao tiene dos estipulas que se desprenden tempranamente, la lámina es simple de forma que va de lanceolada a casi ovalada, con margen entero, nervadura pinnada y ambas superficies glabras, la brotación de yemas y de nuevas hojas es termo periódica; las flores son caulifloras, la inflorescencia es una cima decaciforme, un solo cojín floral contiene de 40 a 60 flores (Hardy, 1961).

La fruta del cacao es una drupa comúnmente llamada mazorca (Hardy, 1961) de 15 a 25 cm de largo y 10 cm de diámetro (León, 2000; citado por Mata, 2006) pesa 300 a 400 gr. es de forma, tamaño y color variable, la pared del fruto es gruesa y dura, presenta cinco surcos profundos y superficiales. La fruta tiene de 25-50 pepas de semilla en forma de almendra. Las almendras son de forma oval, alargadas y redondeadas y miden hasta tres centímetros de longitud; el cacao es una planta alogama, las flores aparecen al principio de la época de lluvias y son polinizadas por insectos (Luna y Quico, 2005). Por año una planta produce entre 100,000 y 150,000 flores, de los cuales solo se fecundan entre 0.1 y 0.3 % cuyos frutos maduran entre 5 a 6 meses después de la fecundación (León, 2000 citado por Mata, 2006). La semilla es

recalcitrante, germinan a los 4 o 6 días después de la siembra, un kilogramo de puede contener 440 semillas.

A nivel mundial, las enfermedades son el principal factor biótico que limita la producción cacaotera al causar pérdidas entre 30 y 40%, en los países productores de América, las enfermedades con mayor presencia son la moniliasis (*Moniliophthora roreri*), escoba de bruja (*Crinipellis perniciosa*) y la mazorca negra (*Phytophthora palmivora*) (CCI, 2001 citado por Mata, 2006). Por lo que se realizan esfuerzos por seleccionar material resistentes a estas enfermedades (Mata, 2006).



Figura 19: Arbusto de cacao (*T. cacao*) en plena fructificación (Tomado de Aldana, 2009).

El género *Theobroma* es originario de la cuenca alta del río Amazonas que comprende países como Colombia, Ecuador, Perú, Bolivia y Brasil, siendo en esta región donde la especie *Theobroma cacao* presenta la mayor variación (Mata, 2006). Crece en topografía plana u ondulada, en terrenos que sobrepasen el 50 % de pendiente, exige temperaturas medias, protección de la insolación directa; precipitación anual entre 1,300 a 2,800 mm/año. Especie umbrófila, se desarrolla bajo dosel cerrado.

3.2.2.2 Valor agroindustrial e Importancia económica:

Según datos de la World Cocoa Foundation (2006) en la actualidad existen en el mundo entre cinco y seis millones de productores de cacao, cuya producción supera las tres millones de toneladas por año. De manera que, la producción de cacao de calidad para la exportación se perfila como una oportunidad económica de gran importancia para extensas y numerosas zonas de la Amazonía, (PROAMAZONÍA, 2004). Por su parte, en la Amazonía Peruana presenta una gran diversidad genética del cacao, es particularmente uno de los cultivos con mayor potencial que bien podría aprovecharse con técnicas sencillas por parte de los productores; es también muy utilizado en agroforestería (PROAMAZONÍA, 2004).

3.2.2.3 Propagación por estacas

3.2.2.3.1 Antecedentes

El Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias de Ecuador (1995), logró enraizamiento con el 86 % de “prendimiento”, en ensayos en T. cacao, con tratamientos de desinfección + arena + fertilización + humus + Benomil con AIB y ramilla tipo proximal con tres hojas.

Sena-Gomes *et al.* (2000) citado por Sodré (2007) identificaron clones con enraizamiento superiores a 70%, además, clones resistentes a la escoba de bruja, resultado que evidencia que el genotipo tiene una fuerte influencia en la tasa de sobrevivencia de las estacas leñosas y semileñosas.

Luna (2003) logró 58.25 %, 50.83 % y 49.16 % de enraizamiento promedio en estacas semileñosas (15 a 20 cm de longitud), con dosis de 4000, 6000 y 8000 ppm de AIB respectivamente; utilizando tres clones de cacao (ICS-95, IMC-67, SCA-6), con sustrato de aserrín y arena (proporción 2:1) protegiendo el experimento con una manta de polietileno transparente a modo de cámara húmeda.

Faria y Sacramento (2003) citado por Sodré (2007) verificaron que el enraizamiento de algunos clones fueron superiores al 87 %, incluso para estacas sin tratamiento hormonal (concentraciones de AIB de 0 a 8000 ppm) bajo condiciones de cámara de nebulización y que la emisión de raíces se inicia entre los 20 y 30 días después de instaladas.

Mata (2006) afirma que un sistema cerrado con agua en fondo, no es suficiente para crear las condiciones óptimas que permitan la propagación vegetativa del cacao mediante estacas, por lo que la aplicación de riego sobre las ramillas es esencial para la propagación de esta especie. Además, menciona que a diferencia con otras especies como las forestales, los altos niveles de sombra (superiores al 50%) tuvieron un efecto negativo sobre las ramillas en la etapa de establecimiento. Por otra parte, afirma que existe diferencias entre clones de acuerdo a su facilidad para ser propagados por medio de ramillas, así se tiene que los clones más fáciles de propagar el CCN-51, PMCT-58 e ICS-95; los de facilidad intermedia EET 183, PA 169, y CATIE R4 y los de mayor dificultad CATIE-R6, UF-273 Tipo 1 y CC137.

Sodré (2007) afirman que es posible propagar el clon TS188 utilizando miniestacas de 4 a 8 cm de longitud y en cámara de nebulización. Por otra parte, afirma que la sobrevivencia elevada lograda por los clones en ambientes controlados, no puede aun, repetirse a gran escala.

Leite y Martins (2007) lograron 93.0, 76.8 y 65.7 % de enraizamiento en estaca semileñosas de los clones CCN 51, CEPEC2008 y TSH1188 respectivamente, extraídas en verano a 4000 ppm de AIB, sin embargo solo consiguió 45 %, 30.0 y 33.7 % de estos clones en invierno, utilizando sistema de nebulización con ráfagas de 30 segundos cada 4 minutos durante 60 días; concluyendo que las estacas semileñosas extraídas en verano responden mejor que las de invierno, asimismo, los clones de cacao responden diferentes a concentraciones de AIB y existe una concentración ideal para los clones estudiados.

Aldana (2009) indica que se logra prendimientos por encima del 90 % en propagación vegetativa a partir de estacas en esta especie, por esto, en Ecuador gran porcentaje de la propagación del CCN51 se hace por estacas.

En consecuencia, podemos afirmar que los factores más importantes para la propagación por estacas en esta especie es el nivel de sombra cercano al 50 %, la alta humedad a través de riego frecuente y de corto tiempo, el estado nutricional de la planta madre, la época de extracción de los brotes y el tipo de clon. Es posible obtener enraizamiento superior al 90 % en rangos de 45 a 60 días.

3.2.2.3.2 Metodología de propagación:

Las estacas deben obtenerse de un jardín de plantas élites (Sodré, 2007), manejado bajo un nivel de sombra cercano al 50 % (Mata, 2006). Se utilizan estacas de ramas plagiotrópicas, de 4 a 8 cm (Sodré, 2007) y 20 cm (Leite y Martins, 2007) de longitud con tres a cuatro yemas, y tres hojas reducidas a 2/3 de su tamaño original (Leite y Martins, 2007). Se aplica hormonas (6000 ppm de AIB) y de inmediato se siembra en ambientes con 50 % de sombra (CATIE, 2006) esto bajo condiciones de invernadero y sistema de nebulización (Figura 20). Según Paredes *et al.* (2004) el mayor prendimiento de las estacas resulta en suelo y aserrín; Sodré (2007) recomienda como sustrato al tegumento de la misma almendra del cacao, arena y la fibra de coco.



Figura 20: Izquierda: Instalación de estacas de cacao (*T. cacao*), bajo condiciones de cámara de nebulización. Derecha: estaca enraizada de *T. cacao* (tomado de Mata, 2006).

La formación de callos se da en la primera semana, las raíces primarias surgen a partir de los 15 días después de la formación de callos, el tiempo de enraizamiento fue de 35 días (Sodré *et al*, 2007), aplicando riego de poca intensidad y de alta frecuencia en los sistemas de nebulización (Mata, 2006; Leite y Martins, 2007). En consecuencia, la propagación vegetativa por medio de estaquillas, es un método confiable y efectivo para la obtención de plantas de *T. cacao*, además, brinda la posibilidad de conservar los caracteres de interés de los genotipos seleccionados (Mata, 2006).

En el caso sistemas cerrados, es posible lograr 90% de enraizamiento, en estacas semileñosas de 30 a 40 cm de longitud provenientes de plantas selectas, dejando un mínimo de tres y un máximo de cinco hojas apicales, a los cuales se les recorta el 50% de su área foliar, es importante secar el exceso de agua en las hojas y tallo, se efectúa el corte en bisel del extremo basal y luego se aplica la hormona en talco en la parte basal y se siembra en bolsas de

polietileno de medidas de 17 por 30 cm, conteniendo sustrato mezclado con tierra, arena y materia orgánica a proporción de 1:1:1, previamente éstas, se colocan en hileras de cuatro bolsas de ancho y la longitud que permita el vivero, con separación de 60 a 80 cm entre calles y se riegan con agua limpia dejando a capacidad de campo, además, una iluminación del ambiente al 30 %; una vez sembradas las estacas se tapa con plástico transparente sellando con tierra por los cuatro lados de tal manera que no entre ni agua ni aire (Figura 21). Se mantiene las estacas bajo este sistema por 45 a 60 días y luego de eso se procede a aclimatarlas por 15 días con 30 % de sombra y 45 días con 50 % de sombra (Aldana, 2009).



Figura 21: Izquierda: Estacas cubiertas de cacao (*T. cacao*), el cual dura 45 a 60 días.

Derecha: Desarrollo radicular a partir de estacas (Tomado de Aldana, 2009).

La propagación del cacao por medio de estacas juveniles y semileñosas es factible usando sistemas de nebulización automática, con riego de poca intensidad y alta frecuencia, sin embargo también es posible hacer enraizar estacas semileñosas de esta especie en sistemas cerrados (cubiertos con laminas de plástico) con abundante riego inicial, bajo el método descrito por Aldana (2009) con la ventaja además, de aminorar los costos por mano de

obra. Sin embargo, no es recomendable el uso de un sistema cerrado con agua en fondo (como el sistema de sub irrigación) debido a que no crea las condiciones adecuadas para su sobrevivencia (Mata, 2006).

3.2.2.4 Costo de producción

Aldana (2009) indica el costo de producir plantones por estacas de cacao, es aproximadamente S/. 0.40 (datos actualizados); Luna (2003) incluye también costos de producción por unidad de plántula por este método por S/. 0.27; estos propagadas directamente en bolsas negras y cubiertas con lámina de plástico.

3.2.3 SACHA INCHI

3.2.3.1 Descripción Botánica:

Nombre científico: *Plukenetia volubilis* L.

Familia: Euphorbiaceae

P. volubilis L. es una planta trepadora, arbustiva, semileñosa y de altura indeterminada (Valles, 1991; citado por García, 2008), sus hojas son alternas, de color verde oscuro oval elípticas aseruladas y pinnitinervias de 9 a 19 cm de largo y de 6 a 10 cm de ancho, presenta inflorescencias hermafroditas constituidas de flores masculinas y femeninas, es una planta monoica, que debido a su naturaleza florística es preferentemente de polinización cruzada. Presenta una asincronía entre la liberación del polen y la receptividad del estigma (Dicogamia, de la clase Protoginia); lo que evita que la progenie reúna

las mismas características de la planta madre lo que ocasiona que la descendencia sea heterogénea y el genotipo parental resulta alterado, ocasionando pérdida gradual de los materiales promisorios (Cachique, 2006; citado por Bartra, 2009).

Los frutos son cápsulas de 3 a 5 cm de diámetro, dehiscentes, de color verde, que se tornan de color marrón negruzco cuando maduran (Figura 22) dentro de los cuales se encuentran cuatro semillas, las cuales tienen forma ovalada de color marrón oscuro y que según los ecotipos, el diámetro fluctúa entre 1.3 y 2.1 cm (INIEA, 2005; citado por García, 2008). La germinación se inicia entre los 15 a 19 días después del almacigado, el trasplante a campo en la Merced, se hace aproximadamente a los 50 días de iniciado la germinación. La floración ocurre a los 100 días después del trasplante.



Figura 22: Planta de sachá inchi (*P. volubilis*), en plena fructificación (Tomado de Agrosanmartín).

Se encuentra distribuida en el trópico latinoamericano desde el sur de México, Indias Occidentales, la Amazonía y el Acre de Bolivia; en el Perú se le encuentra en estado silvestre en diversos lugares de San Martín, Ucayali, Huánuco, Amazonas, Madre de Dios, Loreto, Junín y Cuzco (Valles, 1991; citado por García, 2008). Es una planta que se adapta a suelos arcillosos y ácidos y se desarrolla mejor en climas cálidos. Presenta características muy favorables para la reforestación. En forma silvestre se reporta que crece desde los 100 m.s.n.m en la Selva Baja, hasta los 2 000 m.s.n.m en la Selva Alta (Manco, 2003).

3.2.3.2 Valor agroindustrial e importancia económica:

P. volubilis L. se caracteriza principalmente por ser una fuente importante de omega 3, ya que posee almendras con mayor concentración de ácidos grasos esenciales que ninguna otra especie conocida en el mundo, razón por la cual el mercado internacional del producto se ha venido incrementando significativamente en los últimos años (Porrás, 2005; citado por Ruíz, 2009). Respecto a los contenidos de grasas se observa que los ecotipos San Juan de Pucallpa (41.4 %) y Pinto Recodo (37.1 %) son los que alcanzan mayores rendimientos (CIED, 2008).

3.2.3.3 Propagación por estacas

3.2.3.3.1 Antecedentes:

Saavedra (2007), logró obtener 45.8 % de enraizamiento con tratamiento hormonal de 2000 ppm de AIB en 60 días, utilizando estacas semileñosas de 20 cm de largo, con mitad de hoja y 2000 ppm de AIB.

Bartra (2009) consiguió 65.8 % de enraizamiento, utilizando estacas juveniles de 8.0 cm de largo, con 2000 ppm de AIB, y arena media en cámaras de sub-irrigación.

Ruiz (2009) logró obtener 92.6% y 87.7% de enraizamiento, utilizando estacas juveniles de sachá inchi con 1500 y 2000 ppm de AIB, con arena media y cámara de sub irrigación; este resultado fue el máximo obtenido hasta la fecha.

Actualmente se están realizando esfuerzos por establecer jardines clonales provenientes de estacas juveniles enraizadas y por injertos en la Amazonía peruana (IIAP, 2009). Por tanto, el uso de estacas juveniles de sachá inchi a dosis bajas de AIB y condiciones ambientales controladas son apropiadas para el mejor enraizamiento de esta especie. Sin embargo, es importante efectuar investigación utilizando sistemas de nebulización automatizada.

3.2.3.3.2 Metodología de propagación:

Las estacas juveniles se obtienen de plantas seleccionadas y manejadas con fertilizante foliar a dosis de 4.5 g/l; luego, los brotes juveniles son cosechados muy temprano, se prepara las estacas eliminando el entrenudo terminal, haciendo el corte justo arriba del nudo; la longitud de la estaca de 8.0 cm;

conteniendo una hoja en la sección apical y una o dos nudos, pero en las secciones basales e intermedios se recorta el 50 % del área foliar (Ruiz, 2009).

Las estacas se extraen cuando las raíces tienen de 3 - 4 cm (Figura 23). Las plantitas trasplantadas se trasladan a la zona de aclimatación con 80 % de sombra y riego frecuente, permanecen en esta zona por un período de 30 días (Ruiz, 2009).

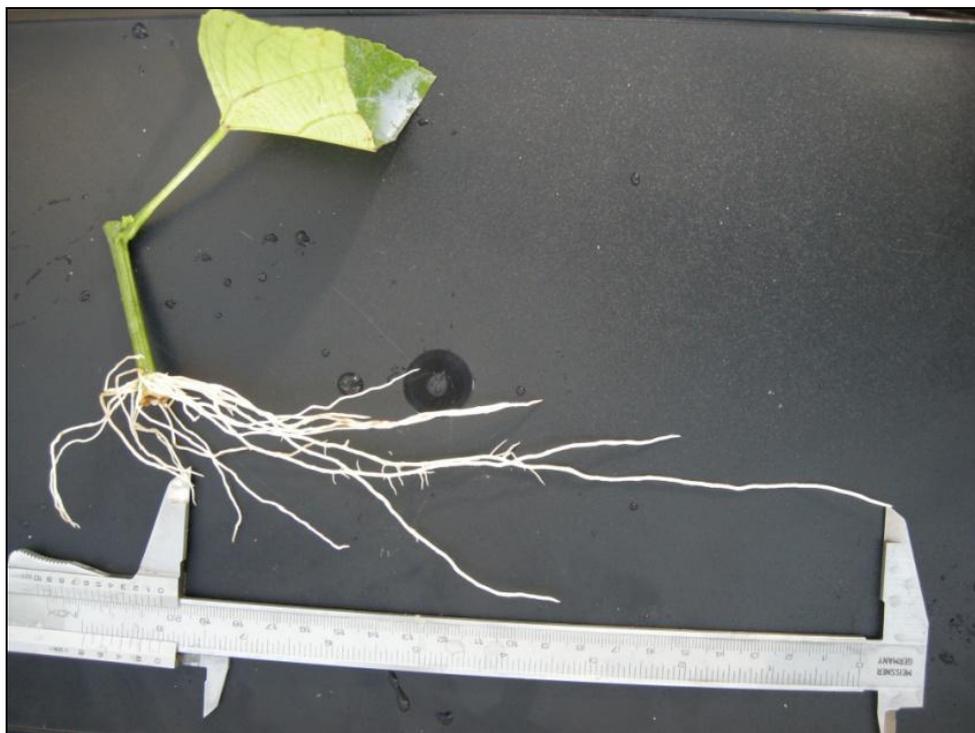


Figura 23: Estaca juvenil enraizada de sachá inchi (*P. volubilis*) a los 45 días (tomado de Bartra, 2009).

3.3 ESPECIES FORESTALES MADERABLES:

En general, la escasa investigación referente a la propagación vegetativa de especies forestales maderables de la Amazonía Peruana, aún no ha permitido obtener resultados satisfactorios de base para el desarrollo de la silvicultura clonal; sin embargo, a continuación se describen algunos esfuerzos realizados para desarrollar protocolos de propagación de cuatro especies maderables que podrían permitir la multiplicación apropiada de especies forestales amazónicas.

3.2.1 CEDRO

3.2.1.1 Descripción botánica

Nombre científico: *Cedrela odorata*

Familia: Meliaceae

C. odorata es un árbol deciduo que puede alcanzar hasta 40 m de altura y 90 cm de DAP, de fuste recto y copa amplia (Figura 24). Los árboles son monoicos, las flores masculinas y femeninas aparecen en la misma inflorescencia, pero la especie es proterogina. El desarrollo de los frutos toma aproximadamente de 9 a 10 meses y maduran durante la siguiente temporada. Los árboles comienzan a producir frutos a una edad de 10 a 12 años. Cada fruto puede liberar de 40 a 50 semillas aladas; un kilogramo contiene de 20,000 a 50,000 semillas (Cintrón, 1990).

Las semillas pierden su viabilidad rápidamente (recalcitrante), si no se almacenan bajo condiciones muy secas y a una temperatura reducida. La germinación se inicia entre 10 a 15 días después del almacigado, con porcentaje de germinación entre 50 y 90 %, luego las plantas se repican a los

30 a 35 días (Flores, 2004). Las plántulas generalmente tienen raíces superficiales y pueden ser sensibles al daño mecánico; la plaga más seria para el cedro es la *Hypsipyla grandella*, plaga que se alimenta del meollo, justo detrás del meristemo de los vástagos, frenando así el crecimiento de la planta (Cintrón, 1990). Se reporta 98 % de ataque en los primeros 16 meses de plantación en el Perú (Yamasaqui *et al.*, 1990, citado por Pérez, 2001).



Figura 24: Árbol típico de cedro (*C. odorata*) de plantación (tomado de Mesen, 2008).

C. odorata se distribuye desde el norte de México, y las islas Caribe, hasta Argentina y la desembocadura del río Amazonas en Brasil (Rodríguez, 1980; citado por Pérez, 2001) crece hasta los 1200 m.s.n.m; se encuentra de manera natural en los suelos bien drenados, tolera una larga temporada seca, pero no prospera en áreas con una precipitación de más de 3000 mm o en sitios anegados (Cintrón, 1990).

3.2.1.2 Uso y valor comercial

Sin duda, su principal producto es la madera de excelente calidad, que se usa para construcción ligera, decoración de interiores, construcción de barcos (cubiertas y forros); se hacen muebles finos, instrumentos musicales, baúles, cajas de puros, estuches y parquet. Madera de gran valor comercial, en comercio interior y exterior para carpintería fina y chapas decorativas. La especie es recomendable en los planes de reforestación en purmas adultas. Además es utilizado como especie de sombra y ornamento (OFI y CATIE; 2003).

3.2.1.3 Propagación vegetativa por estacas

3.2.1.3.1 Antecedentes:

Díaz (1991) en un primer ensayo logró 76 % de enraizamiento, utilizando como sustrato una mezcla de arena y grava a proporción 1:1 y una dosis de 2000 ppm de AIB; sin embargo, el testigo fue superior a las dosis de 8000 y 16,000 ppm de AIB, pero presentó el menor número de raíces. Posteriormente, en un segundo ensayo, se obtuvo solo 65% de enraizamiento, con 6 cm de longitud de estaca juvenil y el área foliar de 100 cm².

Soudre *et al.* (2010) lograron optimizar el proceso hasta obtener un 93 % de enraizamiento, a los 25 días de instalado, usando las partes apicales y medias de estacas muy juveniles (estaquillas) obtenidas de brotes de 30 días de edad, de 7 cm de longitud de estaca, 8 pares de foliolos (50 cm²) y 3000 ppm de AIB en la base de cada estaca, empleando sustrato de arena gruesa en la cámara de sub-irrigación.

3.2.1.3.2 Metodología de propagación

En la actualidad, se vienen realizando ensayos secuenciales de propagación vegetativa empleando estacas juveniles de esta especie, actualmente se cuentan con importantes avances para la formulación de un protocolo para el enraizamiento de la especie *C. odorata*. El material vegetativo proviene del huerto yemero instalado en el IIAP Ucayali, manejado como un seto vivo (tocones para rebrotamiento) en miniplantaciones de 10 m². Cada planta esta distanciada a 0.25 x 0.40 m, de las cuales se cosechan mensualmente (30 días) dos brotes tiernos por tocón (12 cosechas por año), de cada brote se obtienen 2 estaquillas vigorosas por brote; luego del corte no se requiere cicatrizante (Soudre *et al.*, 2010).

La fertilización del huerto yemero se realiza cuatro veces al año, aplicando 10 g de Urea, 10 g de Superfosfato triple y 10 g de Cloruro de potasio; además, se recomienda incorporar, al menos, un kilogramo de abono orgánico (gallinaza o compost) y enmienda calcárea (cal y ceniza en proporción 1:4) aplicada en las entre líneas de la miniplantación. Se recomienda aplicar fertilizante foliar (1 a 2 %), una vez por semana. La humedad del suelo debe mantenerse a capacidad de campo y es conveniente mantener siempre una cubierta de hojarasca o “mulch” en la base de cada planta, la hojarasca proviene de los mismos residuos de la poda y el recorte de estaquillas luego de cada cosecha (Soudre *et al.*, 2010).

Se instalan las estacas juveniles previamente desinfectadas y tratadas con hormonas en la cámara de sub-irrigación, utilizando como sustrato arena

gruesa; una vez instalado se controla las condiciones ambientales dentro de la cámara; el inicio del enraizamiento es a los 15 días, pero es prudente levantar las estacas juveniles desde los 25 días, luego del cual se realiza el repique de las plántulas a bolsas conteniendo sustrato adecuado (Figura 25) e inmediatamente son colocados en la zona de aclimatación por aproximadamente 12 días más, por este periodo deben recibir sombra al 80 % y riego diario (Soudre, 2010).



Figura 25: Izquierda: estaca juvenil enraizada de cedro (*C. odorata*) de 30 días de establecida.

Derecha: proceso de repicado de la estaca enraizadas (tomado de Soudre, 2010).

La propagación de estacas juveniles de *C. odorata* bajo sistemas de sub irrigación es un método factible y confiable para la producción de plantas, siendo posible su uso con fines comerciales; además, es conveniente realizar investigaciones utilizando sistemas de riego por nebulización automatizada.

3.2.1.4 Costo de producción:

La producción de plántones de cedro por semilla vegetativa juvenil, empleando cámaras de sub-irrigación es de **US\$. 0.31**¹. El costeo se logró obtener después de registrar y analizar los costos fijos y variables de producir plántones de cedro aclimatados en 180 días, con base a la tecnología de propagación vegetativa en fase de optimización generada por el proyecto PROVEFOR (Soudre, 2010).

Por otro lado, se sabe que actualmente el costo de producción de plántones de cedro, empleando semilla botánica es de **US\$. 0.20**, es decir 50 % menos, que propagar vegetativamente, no obstante, tiene la desventaja de la heterogeneidad de su población y menor producción de madera al final del turno de cosecha.

¹ El cálculo de costo unitario se realizó tomando en consideración el costo total de producción de 10,000 plántones de esta especie. Un jardín de multiplicación con 5 años de vida útil. Cámara de sub-irrigación de dos años de vida útil. En gastos administrativos se consideró 10 % de imprevistos (Anexo N° 04). Este cálculo, no incluye el costo de la tecnología de pre-mejoramiento, es decir, selección de clones que sirvan como material para la instalación del jardín clonal.

3.2.2 CAOBA

3.2.2.1 Descripción botánica

Nombre Científico: *Swietenia macrophylla* G. King

Familia: Meliaceae.

Es un árbol de gran tamaño, a menudo alcanzando más de 30 m de altura y 1.5 m de diámetro en el tronco. La forma del fuste es recto cilíndrico, ligeramente cuadrangular, se ve cubierto de una corteza áspera y de color gris pardo, con un grosor de 1 a 1.5 cm (Figura 26). La raíz es regular pivotante y la copa es grande densa redonda y globosa y puede llegar a medir hasta 40 m de diámetro. Las hojas de color verde oscuro son paripinnadas, alternas sin estípulas, sus folíolos son asimétricos. El duramen, de un color pardo rojizo claro, que se añeja a un color pardo dorado, tiene una textura uniforme y una figura atractiva (Jiménez, 1999).

Bauer y Francis (1998) mencionan que el género *Swietenia* es monoico, bajo condiciones favorables la caoba puede comenzar a florecer a los 12 años de edad. En Pucallpa, Perú, se reportó que la florescencia ocurre desde el mes de agosto hasta mediados de septiembre, mientras que las semillas maduras se diseminan de abril a septiembre. Cada fruto puede tener de 50 a 60 semillas (Ugamoto y Pinedo, 1986; citado por Bauer y Francis, 1998). Un kg de semilla puede contener entre 1000 a 1600 semillas, la germinación ocurre entre 15 a 25 días con un porcentaje de germinación superior al 90 %, las plántulas son repicada a los 35 a 40 días (Flores, 2004). Sin embargo, actualmente existe dificultad para conseguir semilla botánica de esta especie lo que eleva el precio de la misma, pudiendo estar cerca de los US \$. 100 por kilogramo (Referencias personales. Arévalo, SEPLAFO S.A, Wuild Parraga Pérez, Gémula; 2010)

Son susceptibles al ataque del barrenador del brote (*Hypsipyla grandella* Zeller) Siendo común encontrar árboles bifurcados. El barrenador de las meliáceas es uno de los más fuertes factores en contra del establecimiento de grandes poblaciones de caoba (Jiménez, 1999).



Figura 26: Árbol de caoba (*S. macrophylla*) en bosque primario (tomado de Mesen, 2008).

S. macrophylla se distribuye naturalmente desde México, American Central y el Norte de América del Sur, llegando a ocupar gran arco al sur de la Amazonía, entre Brasil y Bolivia (Jiménez, 1999) además es una especie nativa en Venezuela, Colombia, Ecuador, Perú, Brasil y Bolivia (Bauer y Francis, 1998). Se le encuentra en zonas de alta pluviosidad y constante, no tolera sequías prolongadas; es una especie de tendencia heliófita, presente en

bosques disturbados, usualmente en suelos ligeros, francos a arenosos de buena fertilidad bien drenados (Reynel *et al.*, 2003).

3.2.2.2 Uso y valor comercial

La madera de caoba es una de las más valorizadas en el mercado internacional, pudiendo alcanzar US \$ 850 el metro cúbico transformado. Se calcula que entre 1971 y 1990 por lo menos 3.1 millones de metros cúbicos de madera de caoba fueron extraídos de la floresta amazónica para exportación (Miranda, E. & Miranda K, 2000).

Rumrill (2010), menciona que la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres (CITES) ha dado al gobierno del Perú un ultimátum: “si no controla la extracción ilegal de la caoba, el oro rojo de la Amazonía, en los próximos seis meses, se suspenderá la exportación y hasta podría revisarse la agenda forestal del TLC con Estados Unidos”. Asimismo, indica que los rodales comerciales de caoba (*S. macrophylla*) prácticamente han sido devastados y lo que ahora se extrae procede de Parques y Reservas Nacionales y territorios indígenas.

Es una de las maderas más fáciles de trabajar y toma un acabado excelente y se le considera por muchos como la mejor madera para la ebanistería a nivel mundial.

3.2.2.3 Propagación vegetativa por estacas

3.2.2.3.1 Antecedentes

Burgos (1954), citado por Zanoni (1975), encontró 70 % de enraizamiento a los 60 días, en las estacas leñosas más gruesas (5 cm de diámetro) y 25 cm de longitud, tratadas en solución acuosa de AIB en 200 ppm, durante 24 horas.

Cabral (1986) citado por Miranda, E.M. y Miranda K.R. (2000), después de 90 días de estudio, verificó el bajo porcentaje de enraizamiento, trabajando con estacas semileñosas de caoba, sin hojas y tratadas con AIA vía talco en concentraciones de 0,02 %; 0,05 %; 0,10 %; con aspersión controlada, en sustrato de arena media lavada. No fue constatada la pudrición de las estacas.

Soudre *et al.* 2010, lograron 96 % de enraizamiento, utilizando estacas juveniles de sección media y basal, de 4.5 cm de longitud, con área foliar de 50 cm² (un foliolo), instalado con 8000 ppm de AIB y usando como sustrato cascarilla de arroz carbonizada (CAC) o arena media, tomando en cuenta estas consideraciones el enraizamiento inicia a casi 30 días de instaladas, en la cámara de sub-irrigación.

3.2.2.3.2 Metodología de propagación

En el IIAP Ucayali, se han obtenido resultados alentadores en la propagación vegetativa de esta especie; para ello se uso brotes juveniles provenientes de huertos yemeros o jardín de multiplicación ubicado muy cerca del vivero forestal, su instalación fue similar a la explicada en el acápite 3.2.1.3.2. La cosecha de los brotes basales se realiza cada 40 días (9 cosechas por año), de las cuales se obtienen hasta tres estaquillas por brote (Soudre *et al.*, 2010).

La fertilización de las plantas de caoba del huerto yemero es similar a la indicada en el acápite 3.2.1.3.2 (Soudre *et al.*, 2010).



Figura 27: Estaca juvenil enraizada de caoba (*S. macrophylla*) a los 40 días, lista para repique en bolsa, proyecto PROVEFOR (IIAP-Ucayali, 2010).

Luego del enraizamiento de las estaquillas enraizadas (figura 27) son colocadas en bolsas de polietileno con sustrato compuesto por tierra agrícola, gallinaza y cascarilla de arroz carbonizada en proporción 1:1:1 y luego trasladadas al ambiente de aclimatación, donde recibirán 80 % de sombra y riego diario durante 15 días, posteriormente es posible disminuir la sombra a 60 % por 15 días más, antes de pasar a la zona de viverización, donde debe tomarse en cuenta las mismas atenciones de una planta de origen sexual (Soudre 2010).

La propagación de estacas juveniles de caoba bajo sistemas de sub-irrigación es un método técnica y económicamente viable para la producción de plantas con fines comerciales. Se recomienda realizar investigaciones con sistemas de riego por nebulización automatizada y probar diversos sustratos. El protocolo de propagación permitirá conservar la escasa y remanente variabilidad genética en esta especie.

3.2.2.4 Costo de producción

La producción de plántones de Caoba por semilla vegetativa juvenil, empleando cámaras de sub-irrigación es de **US \$ 0.30**². El costeo también se logró obtener con base a los costos fijos y variables de producir plántones de caoba aclimatados en 180 días, con base a la tecnología de propagación vegetativa en fase de optimización generada por el proyecto PROVEFOR, en cuyo caso se generó una base de datos durante los dos años de experimentación (Soudre, 2010).

Por otro lado, el costo de producción actual de plántones de caoba, luego de 180 días, empleando semilla botánica es de **US \$. 0.30**, es decir similar a propagar vegetativamente; esto es posible, debido al elevado porcentaje de enraizamiento que se logra en la propagación vegetativa de esta especie (96 %) y además, al elevado precio del kilogramo de semilla botánica en la zona.

² El cálculo de costo unitario se realizó tomando en consideración el costo total de producción de 10,000 plántones de esta especie. Un jardín de multiplicación con 5 años de vida útil. Cámara de sub-irrigación dos años de vida útil. En gastos administrativos se consideró 10 % de imprevistos (Anexo N° 04). Este cálculo, no incluye el costo de la tecnología de pre-mejoramiento, es decir, selección de clones que sirvan como material para la instalación del jardín clonal.

3.2.3 TORNILLO

3.2.3.1 Descripción botánica:

Nombre científico: *Cedrelinga cateniformis* Ducke.

Familia: Mimosaceae

Árbol dominante en el bosque, su altura varía de 25 a 40 m (Figura 28); presenta hojas bipinnadas, frutos tipo legumbre o vainas y flores de color amarillo agrupadas en racimos (Leví, 1987) presentan inflorescencias en cabezuelas terminales o axilares, pedunculadas; flores hermafroditas, sésiles, cáliz sub glabro con cinco sépalos triangulares, los frutos son legumbres alargados y aplanados de 30 a 40 cm de longitud. Desde la floración hasta la fructificación demora 5 meses, aunque se ha observado en Pucallpa en solo 3 meses. La especie es heliófila sin embargo acepta sombra parcial en su primera etapa.

La producción de semilla no siempre es anual, existen años en que algunos individuos, en ciertas localidades, no producen fruto, en otros años no ha sido posible encontrar semillas (Reynel *et al.*, 2003). Asimismo, Palomino y Barra (2003) indican que un Kg de semilla puede contener entre 1250 a 3000 semillas; pero la viabilidad de la semilla se mantiene por unos pocos días debido a ello se le considera una especie recalcitrante. El principal problema para coleccionar semillas es que los árboles semilleros crecen muy dispersos en el bosque lo que dificulta la obtención de las mismas Schwyzer (1987). La germinación ocurre entre 5 a 12 días después del almacigado, el poder germinativo de la semilla fresca es entre 80 a 90 % y las plántulas se repican a los 30 a 40 días cuando tengan 2 a 3 hojitas (Flores, 2004). Además, los

métodos más confiables de trasplante en campo son a raíz desnuda y pseudoestacas o “stump” (Palomino y Barra, 2003).

Se le encuentra en formaciones ecológicas de bosque húmedo tropical distribuyéndose naturalmente en Ecuador, Perú, Colombia y Brasil en América del sur; entre los 120 a 800 msnm, con precipitaciones de 2500 a 3800 mm (CATIE, 2001). Es uno de los árboles que domina el estrato superior de los bosques en tierras rojas lateríticas (Álvarez y Ríos, 2007).

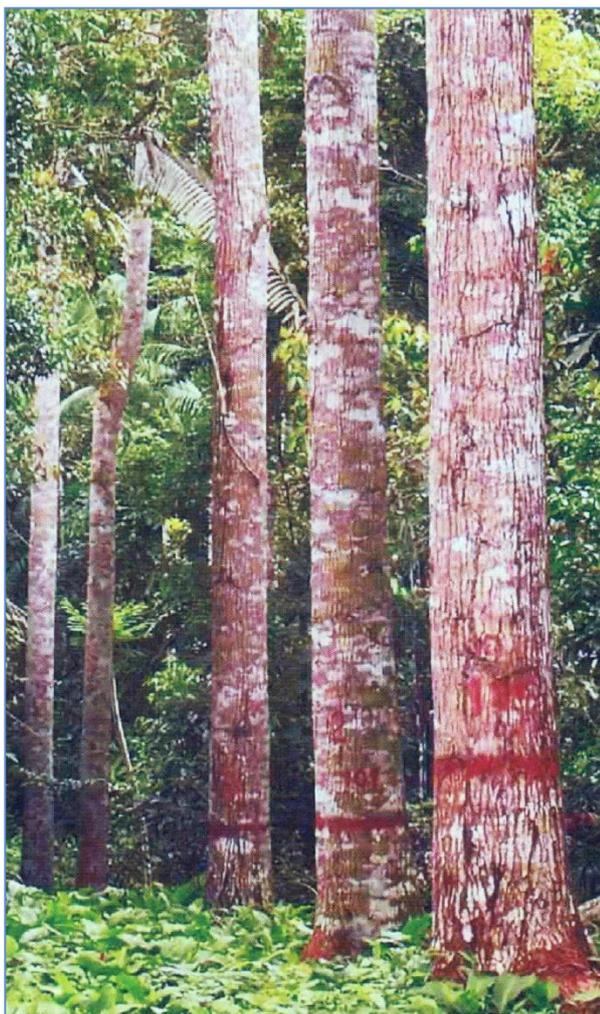


Figura 28: Fuste del árbol de tornillo (*C. cateniformis*), en plantación en fajas, Estación Experimental Von Humboldt, Ucayali (tomado de Flores, 2009).

3.2.3.2 Uso y valor económico

El tornillo, es una de las especies de madera que más se extrae del bosque en la selva peruana; aunque, en el período entre 1997 al 2006 la producción de tornillo en el país muestra una tendencia decreciente pasando de 207,397 m³ en 1997 a 139,699 m³ el 2006 de madera rolliza. La madera es muy cotizada para construcciones y carpintería (Álvarez y Ríos, 2007). Esta especie se puede usar como cultivo a campo abierto, fajas de enriquecimiento, sistemas agroforestales, en silvicultura y manejo de regeneración natural (Palomino y Barra, 2003).

3.2.3.3 Propagación vegetativa por estacas

3.2.3.3.1 Antecedentes:

Castillo (1983) citado por Palomino y Barra (2003), logró 20 % de enraizamiento utilizando la hormona AIB (Seradix-3) en polvo, ambiente con sombra de 70 % y humedad relativa entre 90 a 100 %, usando estacas leñosas de 25 cm y 3 a 5 cm de diámetro.

Leví (1987), no logró enraizamiento alguno (0 %) al usar estacas leñosas de árboles de 15 a 20 años de edad, utilizando tres estimulantes de enraizamiento (AIB, AIA y ANA) con dosis de 0, 200, 400 y 800 ppm en cada uno. Del mismo modo, Schwyzer (1988), obtuvo 0% de enraizamiento utilizando distintas dimensiones de estacas de raíz y sin la aplicación de hormonas.

Soudre *et al.* (2010) obtuvieron 70% de enraizamiento, a 40 días de instalar secciones medias de estacas juveniles, un foliolo de 30 cm² y con 4000 ppm de

AIB, con sustrato arena fina en cámara de sub-irrigación, pueden obtenerse hasta 4 raíces, de 1.1 de longitud promedio (Figura 29). La juvenilidad del material es un factor clave en el aumento considerable del enraizamiento de estacas de tornillo.

3.2.3.3.2 Metodología de propagación:

En el IIAP Ucayali, se vienen realizando ensayos de propagación vegetativa con estacas juveniles de tornillo. Las estacas juveniles provienen de plantas francas instaladas en el huerto yemero contiguo al vivero, la cosecha de los brotes se realiza cada 60 días (6 posibles cosechas por año) momento en el cual se obtienen hasta 3 estacas juveniles por brote (Soudre *et al.*, 2010).

La planta madre necesita de 60 % de sombra por lo que las actividades de manejo se realizan bajo una malla sarán o Rashell; además, el corte requiere cicatrizante. Se recomienda fertilizante foliar al 1 % una vez por semana y mantener abundante “mulch” en la base de la planta (Soudre 2010).

Es conveniente que la primera aclimatación se realice en la misma cámara de sub-irrigación, para ello es necesario abrir la tapa de la cámara en forma gradual por un período de 5 a 10 días, luego serán trasplantadas a sustrato en “bolsas de pan de tierra” y sometidos a sombra de 80 % por 15 días más; posteriormente, pasarán a fase de viverización tomando en cuenta los mismos requerimientos que la planta originada de semilla (Soudre 2010).



Figura 29: Estaca enraizada de tornillo en cámara de sub-irrigación, a los 42 días (Tomado de Mueras, 2010).

El factor de juvenilidad del material a usar es fundamental para el éxito del enraizamiento de esta especie, pudiendo usarse cámaras de sub-irrigación para el mejor control de las condiciones microambientales; se recomienda realizar más investigaciones para optimizar el enraizamiento de esta especie, definiendo protocolos finales para su propagación; incluir además sistemas de riego por nebulización automatizada y sustratos apropiados para estas condiciones.

3.2.3.4 Costo de producción

La producción de plántones de tornillo por semilla vegetativa juvenil, empleando cámaras de sub-irrigación es de **US \$ 0.34**³. El costeo se logró obtener después de dos años de experimentación en el Proyecto PROVEFOR (Soudre, 2010).

Por otro lado, se sabe que el costo de producción actual de plántones de cedro, luego de 180 días y empleando semilla botánica es de **US \$ 0.24**, es decir 41.6 % menos, que propagar vegetativamente, no obstante, tiene la desventaja de la heterogeneidad de su población y menor producción de madera al final del turno de cosecha.

³ El cálculo de costo unitario se realizó tomando en consideración el costo total de producción de 10,000 plántones de esta especie. Un jardín de multiplicación con 5 años de vida útil. Cámara de sub-irrigación dos años de vida útil. En gastos administrativos se consideró 10% de imprevistos (Anexo N° 04). Este cálculo, no incluye el costo de la tecnología de pre-mejoramiento, es decir, selección de clones que sirvan como material para la instalación del jardín clonal.

3.2.4 ISHPINGO

3.2.4.1 Descripción botánica

Nombre científico: *Amburana cearensis* (Fr. Allem) A.C. Smith.

Familia: Fabaceae.

Árbol de hasta 35 m de altura, tallo recto, corteza lisa (Figura 30), papirácea que se exfolia en láminas delgadas, irregulares marrón-anaranjado llamado “ritidoma”; hojas alternas, imparipinnadas, 11 folíolos alternos, ovados, envés pubescente, ápice obtuso, base redondeada y borde entero.

La floración ocurre entre marzo y mayo, en la etapa de transición entre la época lluviosa y la época seca, los frutos maduran en 3 a 4 meses y contienen por lo general una sola semilla alada, la diseminación de las semillas ocurre entre julio a setiembre; la semilla es achatada, rugosa de forma variable, un kilogramo puede contener entre 1500 a 1600 semilla, la germinación se inicia entre 5 a 15 días con un porcentaje de germinación de semillas recién cosechadas entre 80 y 90 % y las plantas se repican a los 30 a 40 días cuando tengan 5 a 7 hojitas (Flores, 2004). Las semillas expelen un olor fuerte de la cumarina, que es similar al aroma de la vainilla (Canuto *et al.*, 2008).

Se distribuye por América del Sur (Sureste de Brasil, norte de Argentina, Perú, Ecuador y Bolivia). Es un árbol que habita en bosques premontanos con lluvias monzónicas y estacionalmente secos.

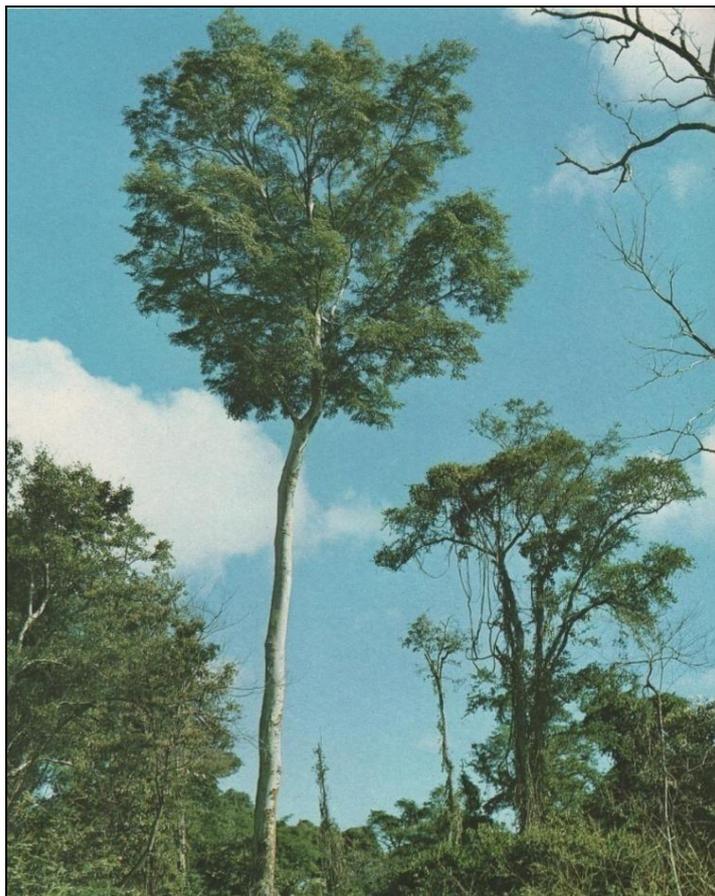


Figura 30: Árbol de ishpingo (*Amburana cearensis*) en bosque residual.

3.2.4.2 Uso y valor comercial

La extracción forestal ha sido una actividad extremadamente selectiva y enfocada en unas cuantas especies de alto valor comercial, como el ishpingo, la cual fue colocada en riesgo de extinción en países como Brasil; Desde el punto de vista económico, ishpingo presenta una valiosa importancia comercial, teniendo en cuenta sus múltiples aplicaciones de utilización en carpintería y perfumería; las semillas son utilizadas como aromatizantes y repelentes de insectos para ropa y estanterías; además, la madera es utilizada en la fabricación de muebles, puertas, ventanas y cajas, debido a su durabilidad reconocida; asimismo, se usa en medicina popular en tratamientos de dolencias respiratorias (Canuto *et al.*, 2008).

3.2.4.3 Propagación vegetativa por estacas

3.2.4.3.1 Antecedentes:

Manta y Schwyzer (1985) lograron 56.7 % de enraizamiento a los 121 días y 76.7 % a los 186 días, utilizando estacas leñosas de árboles de dos años, el sustrato fue suelo de monte mezclado con arena; no utilizaron tratamiento hormonal y el ensayo se realizó en condiciones de invernadero; asimismo, recomienda usar estacas con volumen superior a 200 cm³.

Pinedo (1993), logró 18.8 % de enraizamiento usando estacas leñosas procedente de árboles de 8 años; utilizó sustrato compuesto por tierra orgánica desinfectada, proveniente del bosque y arena del río, en una proporción de 2:1, y el ensayo fue desarrollado bajo sombra; se concluyó que la especie ishpingo, es una especie de muy difícil enraizamiento y recomienda realizar ensayos con otros sustratos y utilización de hormonas de enraizamiento.

Soudre *et al.* (2010), lograron en solo 20 días, un 98 % de enraizamiento en indistintamente cualquier tipo de estaca (apicales, medias o basal), obtenidas a partir de rebrotes de 30 días, a las que se les aplicó 8000 ppm de AIB e inserto en arena gruesa de cámara de sub-irrigación.

3.2.4.3.2 Metodología de propagación:

En el IIAP Ucayali, se han logrado resultados exitosos en propagación vegetativa de ishpingo, utilizando estacas juveniles provenientes del huerto yemero o jardín de multiplicación cercano al vivero; la cosecha de los brotes (cinco por cepa) se realiza cada 30 días (12 cosechas por año) obteniéndose seis estacas por brote vigoroso (Soudre *et al.*, 2010).

Para obtener el mejor enraizamiento se utilizó estacas juveniles de ishpingo de la sección apical y media de 4 cm de longitud y de 3 a 4 foliolos (20 cm² de área foliar), instalado con 8000 ppm de AIB en arena gruesa. Después del enraizado las plántulas son trasplantadas en contenedores y colocadas en la zona de aclimatación, donde se monitorea de las condiciones ambientales, logrando su endurecimiento de los propágulos por un lapso de un mes, para luego pasarlas a la zona de viverización por un período aproximado de tres meses (Soudre *et al.*, 2010). Actualmente, se está realizando investigación del enraizamiento de ishpingo en invernadero con sistemas de nebulización usando tubetes de 50 cm³ (Figura 31).

Por lo tanto, el factor de juvenilidad del material a usar en ishpingo es fundamental para el éxito del enraizamiento y disminución significativa del período de tiempo de enraíce de esta especie en ambientes controlados. Es prudente realizar investigaciones especialmente utilizando sistemas de riego por nebulización automatizada y el empleo de sustratos alternativos que mejoren la calidad del propágulo.



Figura 31: Propagación de ishpingo (*Amburana cearensis*), en tubetes plásticos, en cámara de nebulización del proyecto PROVEFOR (IIAP-Ucayali, 2010).

3.2.4.4 Costo de producción

La producción de plántones de ishpingo por semilla vegetativa juvenil, empleando cámaras de sub-irrigación es de **US \$ 0.28**⁴. El costeo se logró obtener después de dos años de experimentación en el Proyecto PROVEFOR (Soudre, 2010). Por otro lado, se sabe que el costo de producción actual de plántones de ishpingo, luego de 180 días y empleando semilla botánica es de **US \$ 0.26**, es decir 7.7 % menos, que propagar vegetativamente, no obstante, tiene la desventaja de la heterogeneidad de su población y menor producción de madera al final del turno de cosecha.

⁴ El cálculo de costo unitario se realizó tomando en consideración el costo total de producción de 10,000 plántones de esta especie. Un jardín de multiplicación con 5 años de vida útil. Cámara de sub-irrigación dos años de vida útil. En gastos administrativos se consideró 10 % de imprevistos (Anexo N° 04). Este cálculo, no incluye el costo de la tecnología de pre-mejoramiento, es decir, selección de clones que sirvan como material para la instalación del jardín clonal.

3.4 ESPECIES FORESTALES NO MADERABLES:

3.3.1 SANGRE DE GRADO

3.3.1.1 Descripción botánica:

Nombre científico: *Croton lechleri* M. Arg.

Familia: Euphorbiaceae

Según Macbride (1951) y Lao (1984), citados por Gill (1998), *Croton lechleri* es un árbol monoico de 8 a 20 m de alto; fuste de 15 a 30 cm de diámetro (Figura 32), el tipo de raíz es pivotante y ramificado; la forma de la copa es amplia globosa; la corteza externa tiene un color grisáceo blanquecino y la interna un color rosado crema de sabor astringente, textura coriácea fibrosa, de látex rojizo al cortar; las hojas son alternas a veces opuestas o verticiladas con dos glándulas en la base, 12 a 40 cm de longitud, 5 a 14 cm de ancho; tiene una inflorescencia terminal en racimos (espigas), alcanza hasta 30 cm de longitud, las flores son monoicas de color blanco amarillento, olor astringente; el fruto es una cápsula con tres monocarpas bivalvos elásticamente dehiscente con un promedio de 4,5 mm de longitud por 3 mm de ancho; las semillas son pequeñas de color gris oscuro, parecido al dorso de la garrapata, con carúncula y endospermo oleaginoso. Asimismo, entre 80000 y 100000 semillas por kilogramo, la germinación se inicia a los 15 a 20 días después del almacigado, la germinación es superior al 70 % con semillas recién cosechadas y el repique se realiza a los 40 a 60 días (Flores, 2004).

Sangre de grado, se encuentra distribuida en la región Amazónica debajo de los 700 m.s.n.m; en sitios con pluviosidad elevada y constante, pero también en zonas con una estación seca marcada; es una especie heliófita, de crecimiento

rápido, característico en bosques secundarios pioneros, en suelos de baja fertilidad, bien drenados con pedregosidad baja a media (Reynel *et al.*, 2003).



Figura 32: Árbol de sangre de grado (*C. lechleri*) y detalle de las ramas adultas.

Existen inconvenientes relacionados con la identificación botánica, entre *Croton draconoides* y *Croton lechleri* ya que son especies similares, con la diferencia que el primero es originario del Brasil y el segundo del Perú, existiendo otra especie similar que habita en Venezuela, que es el *Croton draco* (Gill, 1998).

3.3.1.2 Uso y valor económico

El látex del *Croton lechleri*, es usado en forma tradicional desde muy antiguo, y en los tiempos modernos ha sido estudiado y se han demostrado sus propiedades medicinales como cicatrizante, por el contenido del alcaloide taspina, y como antiviral, por el contenido del principio SP-303, una pro-antocianidina oligomérica de acción antiviral (UNAP, 2008). Por todo ello tiene

propiedades medicinales como acelerador de los procesos de cicatrización de heridas externas y también internas como úlceras; es astringente, hemostático, antiséptico, depurativo, regenerador de tejido muscular; también en los cálculos renales, enfermedades de la vejiga, uretra y próstata (SIICEX, 2009). La demanda actual del látex asciende a aproximadamente 100000 galones anuales sólo para el mercado americano, En consecuencia, las plantaciones del árbol de la sangre de grado pueden contribuir a mejorar la productividad en las zonas deforestadas de la Amazonía (UNAP, 2008); los principales mercados de destino de este producto originario de la selva fueron Estados Unidos (58 %), Reino Unido (15.8 %), República Checa (11.2 %), Federación Rusa (5.9 %), España (2.8 %) y Ucrania (3 %) entre otros (SIICEX, 2009).

Propagación vegetativa por estacas:

3.3.1.2.1 Antecedentes:

Naupari (1993) encontró que la propagación botánica de sangre de grado fue la que dio mejor respuesta, sobresaliendo el tratamiento (arena-turba) donde las plántulas alcanzaron 48.4 cm de altura, seguido por los tratamientos turba-arcilla-arena con 35.6 cm; tierra natural con 28.4 cm y finalmente arcilla-arena con 16.3 cm. La propagación vegetativa no dio respuesta alguna (0 % de enraizamiento), lo que indicaría que es necesario realizar tratamientos que ayuden al enraizamiento; el estudio se realizó en camas almacigueras de un vivero de la Provincia de Satipo, Región Junín.

Esto fue confirmado por Pérez y Dreyfus (1998) quién no encontró callo alguno, el 30 % de estacas sin hojas emitieron brotes y las estacas remojadas por 24 horas murieron en menor tiempo; para ello se uso estacas semi-leñosas de 20

cm de longitud y 0.4 a 3.5 cm de diámetro, distribuidos en cuatro tratamientos con hojas y sin hojas, y con riego directo e indirecto; adicionalmente las estacas fueron lavados con chorro continuo por 24 horas, no lavadas e invertidas, y el porcentaje restante también fueron lavadas con chorro continuo pero no lavadas y no invertidas; todas las estacas fueron tratadas con aplicación de 3000 y 8000 ppm de AIB y luego instaladas en sustrato arena, empleando sistema de nebulización.

Actualmente, se continúan realizando ensayos de propagación vegetativa a partir de estacas provenientes de jardín de multiplicación; además, se aplicaron tratamiento hormonal de AIB y ANA e instaladas en cámaras de sub-irrigación; sin embargo, los resultados no han sido satisfactorios, posiblemente por el látex que posee esta especie (Referencia personal, Ruíz 2010). En este sentido, es importante realizar adecuado manejo para evitar la pérdida de la savia que fluye al momento del corte en especies como las euphorbiaceas, para lo cual INDESENA (2010) ha experimentado con éxito en *Jatropha curcas*, el recubrimiento inmediato de ambos extremos con una delgada capa de estearina, que se usa de sellador, asegurando así un alto porcentaje de germinación y que de las yemas emerjan los brotes en los primeros diez días después de su colocación en las bolsas de germinación recomendadas al efecto. El recubrimiento del extremo superior (con el corte inclinado) se mantiene con su recubrimiento, pero en el otro extremo debe efectuarse un nuevo corte recto, en lo posible con un machete bien afilado y en un solo golpe, para eliminar el sellador. recomendación que las estacas, una vez efectuado el corte de unos dos centímetros para eliminar la cubierta protectora, sean colocadas en agua, al menos por 12 horas antes de sembrarla en bolsas

principalmente de color negro, perforadas y con un diámetro no inferior a los 20 centímetros. También se les puede colocar en forma vertical, invertido en la sombra para que no se deshidrate y cicatrice durante unos 3 días. Otro método de frenar el escurrido gomoso de los tallos de *Ficus* y *Euphorbia*, es por inmersión de las estaquillas en agua tibia (Lecourt, 1981).

En consecuencia, aún no se ha logrado resultados satisfactorios en la propagación vegetativa a través de estacas en la especie *C. lechleri*, por lo que la propagación sexual continua siendo el método más importante.

3.3.2 UÑA DE GATO

3.3.2.1 Descripción botánica:

Nombre científico: *Uncaria tomentosa* (Willd) DC.

Familia: Rubiaceae

Uña de gato, es un enredadera perenne que alcanza hasta 30 m de altura. Sus tallos son leñosos, provistos de espinas curvadas (Figura 33) en forma de uñas que dan origen a su nombre (Mesen, 2008). Presentan ramas obtusas cuadrangulares. Hojas pecioladas con pecíolos de 1,0 a 1,5 cm de largo, poco puberulentos; láminas aovadas u aovado-oblongas, sub-acuminadas en el ápice, glabras por encima y por debajo glabras o tomentosas, pubérulas en la superficie del nervio medio y nervios laterales (Quevedo, 1995).

Presenta espinas escasamente curvadas, tomentosas en las ramitas más jóvenes y glabras en las más viejas, inflorescencia de 3-5 ramas con

numerosas cabezuelas, con pedúnculo pubescente de 1,5 a 4,0 cm de largo. Flores sésiles: cáliz de 2 mm de largo, corola de 4,5-6,0 mm de largos obtusos en el ápice. Estilo de 6,5 a 9,0'mrn de largo, glabro; estigma capituliformne, semillas de 2 a 3 mm de largo incluyendo las alas (Quevedo, 1995).



Figura 33: Detalles del tallo de la uña de gato (Tomado de FAO).

La floración dura aproximadamente un mes (setiembre), la polinización es principalmente entomófila, después de la polinización el desarrollo de los frutos hasta el estado de madurez dura 6 a 8 semanas; la semilla es pequeña comprimida con alas laterales, sus dimensiones varían de 2 a 3 mm de largo, de 0.5 a un mm de ancho y 0.3 a 0.5 de altura, un kg de semilla puede contener entre 4 a 6 millones de semillas, el porcentaje de germinación de las semillas recién cosechadas es de 65 a 85 % , las primeras semillas germinan a los 10 a 12 días, el repique se realiza a los dos meses cuando la plantita tienen de 2 a 3 cm de altura y 6 a 8 hojitas (Flores, 2004).

Se encuentra distribuida en áreas disturbadas de los bosques, de las riveras de los ríos de 0 - 500 m.s.n.m, de Loreto, Madre de Dios y Ucayali. En las Regiones de Loreto y Ucayali *U. tomentosa* se encuentra habitualmente en "restingas" que son terrenos inundables temporalmente en crecientes de los ríos amazónicos (Quevedo, 1995).

3.3.2.2 Uso y valor comercial

La uña de gato se usa para el tratamiento de enfermedades como inflamaciones en general, artritis reumatoide, cistitis, úlceras gástricas. Infecciones víricas, enfermedades autoinmunes. Se le reconocen especialmente importantes acciones sobre el sistema inmunitario y en el aumento de leucocitos. En cáncer, especialmente en presencia de metástasis.

En 1995, solo en corteza de uña de gato se exportó 3'850,000 dólares. En 1996 se redujo a 2'330,000, en 1997 cayó aproximadamente 1'963,000 y en 1998 a 687,000 dólares. En 1997, Estados Unidos fue el principal mercado de destino con 63 % de las compras totales y en 1998 el 60 % (IICA y GTZ; 1999).

3.3.2.3 Propagación vegetativa por estacas:

3.3.2.3.1 Antecedentes:

Quevedo (1995) manifiesta que las experiencias demuestran que cuando a las estacas de *U. tomentosa* se les siembra con abono orgánico en plantación directa en campo, el prendimiento es de 80 %.

Sin embargo, Cuellar (1996) no logró los resultados esperados en su enraizamiento, utilizando estacas leñosas con dos yemas y diámetros de 3.0

cm, utilizando hormona Roothone en polvo (0.056 % de AIB y 0.032 % de ANA) y AIB en solución; el estudio se realizó en cámaras de sub-irrigación y la cama de platabanda elevada con sustrato de arena y humus; el mayor enraizamiento se obtuvo en estacas basales lignificadas en comparación con estacas apicales.

Soudre (2007) reportó que se han obtenido resultados intermedios en el enraizamiento de estacas semileñosas de uña de gato, empleando sustratos de buen drenaje y sin hormonas (Lombardi y Zevállos ,1999; Romero, 2003; Pérez, 2007), pero con tecnología *in vitro* se logró multiplicar plántulas partir de hojas (Domínguez, 1997).

3.3.2.3.2 Metodología de la propagación

El protocolo más adecuado fue obtenido por Soudre (2007) quién logró un 97% de enraizamiento, utilizando estacas juveniles apicales y medios procedentes de brotes de 5 meses obtenidas de un tocón de uña de gato de 5 años de edad. El diámetro de las estacas juveniles es de 0.35 - 0.48 cm y la longitud de 5.5 - 8.0 cm de cada estaca juvenil, con hojas recortadas al 50%. El tipo de las estacas fue recto (perpendicular al eje), todos fueron desinfectadas con solución fungicida (Cupravit al 0.3%).

Las estacas juveniles de uña de gato fueron tratadas con 2000 ppm de AIB, e inmediatamente insertados a 2.5 cm en sustrato de arena común, previamente lavada, desinfectada y tamizada. El enraizamiento se realizó en cámaras de sub-irrigación con temperatura promedio de de 28 a 31°C, la humedad relativa

promedio de 85 % y sombra de 65 % sobre el ambiente de propagación (Soudre, 2007).

El enraizamiento se inició desde los 8 a 10 días después de la instalación (Figura 34), luego del cual fueron repicados en sustrato compuesto por 50 % de tierra agrícola, 25 % de arena y 25 % de gallinaza en bolsas de pan de tierra (Soudre, 2007).

Soudre, 2007 propone las siguientes fases en la aclimatación:

- Fase 1: Período de refugio, con cobertura total de los plántones con doble malla Rashell por 20 días.
- Fase 2: Período de sombreado parcial, con una cobertura de una malla Rashell por 30 días.
- Fase 3: Período de apertura, donde a los plántones se retira la sombra después de 50 días de repique.

En el mismo proceso de aclimatación el riego fue continuo, considerando que el suelo tenga como mínimo un 30 % de humedad. El trasplante a campo definitivo se realiza a los 90 a 100 días, momento en el cual cada estaca juvenil ya presenta las hojas nuevas. El Porcentaje de sobrevivencia de los plántones aclimatados fue de 74 % (Soudre, 2007).



Figura 34: Estaca juveniles enraizadas de uña de gato (*U. tomentosa*) a los 15 días en cámaras de sub-irrigación (tomado de Soudre, 2007).

3.3.2.4 Costo de producción:

La empresa Hersil menciona que el costo por plántula clonada de uña de gato es de un sol. Asimismo, la empresa Frozen Bananas ha participado en reforestación de esta especie por semilla botánica por un costo que supero los S/. 0.50 por plantón (IICA-GTZ, 1999).

CONCLUSIONES:

- La propagación vegetativa a través de estacas en especies arbóreas de la amazonia peruana, es una alternativa técnicamente viable para planes de conservación de especies en peligro de extinción y para el repoblamiento forestal y agroforestal con fines comerciales, frente a los inconvenientes actuales de propagación por semilla botánica.
- El mejor método de propagación vegetativa en especies maderables es el de estacas juveniles, provenientes de brotes ortotrópicos de plantas madre a partir de jardines clonales. Se comprobó la optimización del raigambre de las estacas y un desarrollo vigoroso sistema radicular.
- El éxito del enraizamiento de estacas en especies arbóreas: es iniciar el proceso con una selección minuciosa de los árboles donadores; el buen estado nutricional y fisiológico de la planta madre; diámetro y longitud de la estaca; la presencia y permanencia de hojas y yemas; sustratos de enraizamiento adecuados; un adecuado control condiciones microambientales como iluminación, humedad relativa, temperatura ambiental y del sustrato, durante el período de enraizamiento.
- Con el empleo de estacas de madera semidura y suave se han logrado los mejores resultados en especies arbustivas frutales con fines de cultivo, además, del empleo de brotes plagiotrópicos como en el caso del cacao.
- El jardín clonal conformado por plantas que provienen de arboles selectos, deben manejarse con buenas prácticas de cultivo, como fertilización, poda,

riego, raleo, control de plagas enfermedades y maleza, debido a la relación directa que existe entre la calidad de los brotes de la planta madre y el enraizamiento de las estacas.

- El método de propagación a través de estacas juveniles en cámaras de sub-irrigación, es una tecnología sencilla y aplicable con resultados muy ventajosos en las distintas zonas de la Amazonia peruana.
- El costo de producir plantones por estacas es ligeramente mayor que producir por semilla botánica; sin embargo, esta diferencia se está haciendo cada vez más estrecha como en el caso de caoba, principalmente en especies maderables, como consecuencia de la disponibilidad y costo de la semilla botánica.
- Destacamos que actualmente el IIAP y FINCyT han logrado desarrollar una tecnología apropiada y aplicable a la propagación vegetativa del ishpingo, caoba, cedro, tornillo, uña de gato y sachá inchi, mismas especies, que habían sido consideradas de muy difícil enraizamiento en los últimos 40 años.

RECOMENDACIONES:

- Realizar investigaciones en propagación vegetativa por estacas en especies frutales y arboles forestales nativos, utilizando el método de jardín clonal para proveer de material vegetativo juvenil, tanto en cámara de sub-irrigación e invernaderos bajo sistemas de nebulización orientadas a la producción masiva de plántones provenientes de estacas.
- Realizar investigación sobre el manejo adecuado de la planta madre en los jardines clonales, los mismos que permitan generar protocolos definidos para cada especie.
- Iniciar las operaciones de cosecha de brotes y preparación de las estacas en horas tempranas del día, evitando el excesivo manipuleo del material vegetativo; además, es apropiado que las operaciones de preparación de estacas sea bajo sombra parcial.
- Es importante considerar controles de calidad durante cada fase del proceso, ya que un descuido mínimo puede afectar los resultados principalmente en el porcentaje de enraizamiento.
- Realizar la eliminación de las hojas caídas y estacas muertas dentro de las cámaras de enraizamiento, lo más pronto posible y evitar así que se contaminen con agentes infecciosos.

- Realizar el manejo de gradualidades de sombra para cada especie dentro de la zona de aclimatación, ya que es un factor clave en la sobrevivencia y calidad de las plántulas.
- Propagar vegetativamente el cacao a partir de estacas, utilizando estacas semileñosas y suaves bajo condiciones de sistema de nebulización con riego de baja intensidad y alta frecuencia, además de sombra inferior al 50 %. También es posible enraizar esta especie con sistema cerrado con un solo riego inicial y cobertura cerrada de lámina de polietileno transparente.
- Para el caso de estacas juveniles de cedro, caoba, tornillo, ishpingo; y estacas de madera suave de camu camu y sacha inchi provenientes de jardines clonales manejados, es recomendable tratamiento hormonal y el uso del sistema de sub-irrigación.
- Se requiere mayor investigación en la propagación vegetativa por estacas de sangre de grado, tomando en cuenta tratamientos previos en la planta madre como el uso de técnicas de sombreado, etiolación, momento de cosecha, tratamientos de secado de látex y uso de diversos niveles hormonales.
- Establecer plantaciones con plántones originados por propagación vegetativa, evaluando su adaptación en diferentes ambientes.

BIBLIOGRAFIA

- ALDANA, M. La multiplicación por estaca o enraizamiento de ramilla. Una excelente alternativa para la reproducción asexual o vegetativa del cultivo del cacao. MIDAS de USAID. 60 p. En:
[http://www.midas.org.co/sitio/DownloadFTP/febrero/ramilla2\(2\).pdf](http://www.midas.org.co/sitio/DownloadFTP/febrero/ramilla2(2).pdf)
- ÁLVAREZ, L; RIOS, S. 2007. Evaluación económica de plantación de tornillo "*Cedrelinga cateniformis*" en el departamento de Loreto. IIAP-POA. Loreto, Perú. 36 p.
- BADILLA Y, MURILLO, O. 2005. Establecimiento de jardines clonales. KURÚ, Revista Forestal (Costa Rica) 2(6).
- BALDINI, E. 1992. Arboricultura general. Edit. Mundi Prensa. España.
- BAÑON, S; MARTÍNEZ, J. J; FERNÁNDEZ, J. A; BALANZATEGUI, L. MELGARES, J. 2002. Influencia de la topófisis en el esquejado de *Coriara myrtifolia*. 1 Jornada Ibéricas de Plantas Ornamentales. Sevilla, España.
- BARBAT, T. 2006. La multiplicación de las plantas. Viveros (): 33-43.
- BARTRA, J. 2009. Dosis de ácido 3 indol butírico en el enraizamiento de estacas de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) en diferentes sustratos. Tesis Ing. Agrónomo. Universidad Nacional de San Martín. Facultad de Ciencias Agrarias. 95 p.
- BAUER, G. Y FRANCIS, J. 1998. *Swietenia macrophylla* King. Honduras mahogany, caoba. SO-ITF-SM-8. New Orleans, LA: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Southern Forest Experiment Station. p. 492-498. En: <http://www.fs.fed.us/global/iitf/Swieteniamacrophylla.pdf>
- CALZADA, J. 1993. 143 frutales nativos. Edic. UNALM. 366 p.

- CANUTO, KM; SILVEIRA, ER; BEZERRA AME; 2008. Uso de plantas jovens de *Amburana cearensis* A. C. Smith: Alternativa para preservacao y exploracao económica da especie. EMBRAPA Semi Árido. 28p.
<http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/handle/CPATSA/37829>
- CAÑIZARES J. 1972. Reproducción y multiplicación de plantas superiores.
- CASTILLO, A. 1988. Enraizamiento de *cedrelinga cateniformis* Ducke aplicando Seradix 3 y bajo diferentes condiciones ambientales en pichanaki. Chanchamayo-Junín. Tesis Ingeniero Forestal. Universidad Nacional del Centro del Perú. 97 p. En: <http://www.rapve.org>
- CENTRO DE INVESTIGACION, EDUCACION Y DESARROLLO CIED SELVA CENTRAL. 2008. Protocolo del cultivo de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) sub proyecto adaptación y validación participativa de paquete tecnológico para la producción competitiva de sachá inchi en la cuenca del Perene. La merced. 86 p.
- CINTRÓN, B. 1990. *Cedrela odorata* L. cedro, spanish cedar.
- CLAVO, M; VELA, J; MILLÁN, B. 2000. Propagación vegetativa de especies utilizadas en cercas vivas en pasturas de Pucallpa Perú. CIAT Vol. 22: (3) 35-37 pp.
- CUCULIZA, P. 1956. Propagación de plantas; P. L. Villanueva s.a; Lima, Perú. 289 p.
- CUELLAR, J. 1997. Ensayo comparativo den enraizamiento de estacas de *Uncaria tomentosa* en diferentes condiciones microambientales. Tesis Ing. Forestal. Universidad Agraria La Molina.
- DIAZ, E. 1991. Técnicas de enraizado de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. y *Gmelina arbórea* L. Tesis Magister Scientiae. CATIE. Costa Rica. 111 p.

- FLORES, D; JIMÉNEZ, V. 2007. Desarrollo del cultivo del higo (*Ficus Carica*) para consumo fresco y procesado, como una alternativa de diversificación para el sector agrícola. Instituto Tecnológico de Costa Rica.
- FLORES, Y. 2004. Guía para el reconocimiento de regeneración natural de especies forestales de la Región Ucayali. Instituto Nacional de Investigación y Extensión Agraria. 80 p.
- GIL, F. 1995. Elementos de fisiología vegetal. Edit. Mundiprensa. España.
- GILL, O. 1998. Efectos de la intensidad de la luz, métodos de conservación y tiempo de almacenamiento en la germinación de *Crotón lechleri*. *Folia Amazónica* Vol. 9(1-2).
- HARDY, F. 1961. Manual de Cacao. IICA. Turrialba, Costa Rica.
- HARTMANN, H; KESTER, D. 1995. Propagación de plantas. Principios y prácticas. 4ª ed. Continental. México. 760p.
- HARTMANN, H; KESTER, D; DAVIES, F; GENEVE, R. 1997. Plant propagation. Principles and practices. 6th ed. New Jersey. Prentice Hall.
- IICA y GTZ, 1999. Promoción y comercio de plantas promisorias con principios activos especiales de la selva del Perú; memorias de seminario. Lima Perú.
- INSTITUTO DE INVESTIGACIONES DE LA AMAZONIA PERUANA, 2005. *Folia Amazónica*. Volumen 14. N° 2. Iquitos, Perú.
- INSTITUTO DE INVESTIGACIONES DE LA AMAZONÍA PERUANA, 2009. Plan Operativo Anual 2009. Iquitos, Perú.
- LABRADA, R; CASELEY, J.C.; PARKER, C. 1996. Estudio de malezas para países en desarrollo. Estudio FAO Producción y Protección Vegetal-120. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la alimentac. Roma. En: <http://www.fao.org/docrep/t1147s/t1147s00.htm#Contents>.

- LEAKEY, R. R. B. 1985. The capacity for vegetative propagation in trees. En: Cannell, M.G.R. Jackson, J.E. (eds.) Attributes of trees as crop plants. Abbots Ripton, Institute of Terrestrial Ecology, 110-113.
- LECOURT, M. 1981. El estaquillado, guía práctica de la multiplicación de plantas. Ed. Mundi-Prensa. España. 77 p.
- LEITE, J. B. V; MARTINS, A. B. G. 2007. Efeito do ácido indol butírico, época de coleta no enraizamento de estacas semilenhosas do cacaueiro. Rev. Bras. Frutic. Jaboticabal – SP, v. 29, n. 2, p. 204-208.
- LEVÍ, Y. 1987. Propagación de estacas de tornillo (*Cedrelinga cateniformis Ducke*) con aplicación de estimulantes del enraizamiento bajo condiciones de Tingo María. Tesis Ing. Recursos naturales renovables. Universidad Nacional Agraria de la Selva. Facultad de Recursos Naturales Renovables. 113 p.
- LONGMAN, K. 1993. Rooting cutting of tropical trees. Commonwealth Science Council. London.
- LOPEZ, D; CARAZO, N. 2005. La producción de esquejes. Horticultura internacional, Nº Extra 1 (ejemplar dedicado a viveros).
- LUNA, K. 2003. Utilización de tres dosis de ácido indol butírico en el enraizamiento de clones de cacao (*Theobroma cacao L.*) en Pucallpa. Tesis Ing. Agrónomo. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Universidad Nacional de Ucayali. 51 p.
- LUNA, P; QUICO, J. 2005. Manual cultivo ecológico del cacao. Folleto 02-05. IMA y GRC. Cusco, Perú. 44 p.
- MARTÍNEZ, G; BUDUBA, C; BOYERAS, F; ABEDINI W; BELTRANO J. 1994. Análisis de la ciclófisis y la topófisis en *Populus deltoides* Bartr, desde la

formación del estaquero hasta la producción comercial. Invest. Agrar; Sist Recur. For. Vol. 3(2).

MATA, Q. A. 2006. Establecimiento de un sistema de propagación vegetativa de genotipos superiores de cacao (*Theobroma cacao* L.) por medio de ramillas en el CATIE. Instituto Tecnológico de Costa Rica. Escuela de Biología.

MATHEWS, J; YUYAMA, K. 2010. Comprimento de estaca de camu camu com ácido indolbutirico para a formacao de mudas. Rev. Bra. Frut. Vol. 32, n. 2, pp. 522-526.

MESEN, 2008. Informe de Capacitación Técnica sobre Propagación Vegetativa al Proyecto PROVEFOR. Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), Fondo para la Innovación Ciencia y tecnología (FINCyT). Ucayali, Pucallpa. 25 p.

MESEN, F. 1998. Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de sub-irrigación. Manual técnico N° 30. CATIE, Proyecto PROSEFOR. Turrialba, Costa Rica.

MESEN, F; LEAKEY, R; NEWTON, A. 1992. Hacia el desarrollo de técnicas de silvicultura clonal para el pequeño finquero. Rev. El Chasqui. N°.28:6-18.

MIRANDA, E.M. de; MIRANDA K.R. de. Propagacao vegetativa do mogno (*Swietenia macrophylla*) por enraizamento de estacas semilenhosas em câmara umida. Rio Branco. Embrapa, Acre, 2000. 15 p. (Circular técnico N° 32).

MORI DA CUNHA, A; WENDLING, I; SOUZA, L. 2008. Miniestaquia em sistema de hidroponia e em tubetes de corticeira-do-mato. Ciencia florestal, Santa María, v. 18, n. 1, p. 85-91.

- MORI DA CUNHA, A; PAIVA, H; XAVIER, A; OTONI, W. 2009. Papel da nutrição mineral na formação de raízes adventícias em plantas lenhosas. Pesquisa florestal Brasileira, Colombo, n. 58, p. 35-47.
- MURILLO, O; ROJAS, J; BADILLA, Y. 2003. Reforestación clonal. Escuela de Ingeniería forestal del Instituto Tecnológico de Costa Rica. Cartago. Costa Rica.
- NOOR, C; THOHIRAT, L; ABDULLAH, N; MOHD, K. 2009. Improvement on rooting quality of *Jatropha curcas* using Indol Butiric Acid (AIB) Research Journal of Agriculture and Biological Sciences, 5(4): 338-343.
- OLIVA, C. 2005. Efecto de fitorreguladores enraizantes y la temperatura en el enraizamiento de estacas de *Myrciaria dubia* (HBK) Mc. Vaugh, camu camu arbustivo en Ucayali. Folia Amazónica. 14 (2) p. 19-25.
- PALOMINO, J; BARRA, M. 2003. Especies forestales nativas con potencial para reforestación en la provincia de Oxapampa y fichas técnicas de las especies de mayor prioridad. PRONATURALEZA. Oxapampa, Perú.
- PAREDES, J; CANALES, M; GONZALES, A; VENTURA, M. 2004. Evaluación de sustratos en el enraizamiento de estacas de cacao (*Theobroma cacao*). En: Cacao resultados e investigaciones. IDIAF. República Dominicana. <http://www.idiaf.gov.do/documentos/CACAO>
- PÉREZ, 2003. Tratamiento natural de enfermedades reumáticas. Edit. EDAF. 165p.
- PEREZ, F; DREYFUS, M. 1998. Propagación de plantas medicinales. Informe 1993-1997. Universidad Nacional de Ucayali. Pucallpa. Perú.
- PEREZ, R; REYNEL, C; MANTA, M. 2002. Dendrología y propagación vegetativa de *Acacia horrida* "huaranguillo" mediante estacas inducidas

en tres sustancias enraizantes, usando tres sustratos. *Ecología aplicada* v. 1, n. 001, Universidad Agraria La Molina, p 9-12.

PINEDO, J. 1993. Influencia del diámetro, largo y profundidad de siembra en la propagación por estacas de *Amburana cearensis* L. (Ishpingo). Tesis Ing. Forestal. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad Nacional de Ucayali.

PINEDO, M; LINARES, C; MENDOZA, H; ANGUIZ, R. 2004. Plan de mejoramiento genético de camu camu. Instituto de Investigaciones de la amazonía Peruana. Iquitos, Perú. 52 p.

PROAMAZONÍA. 2004. Manual del cultivo de cacao. Ministerio de Agricultura. Perú, p 83.

PROFORFITH. 2000. Propagación de especies frutales tropicales. UNAH. CURLA. 131p.

PUENTE, L. 2008. Validación clonal de plantas madres promisorias de *Myrciaria dubia* (HBK. Mc. Vaugh) "camu camu arbustivo" en cámaras de sub irrigación en Ucayali. Tesis Ing. Recursos Naturales Renovables Mención en Forestales. Facultad de Recursos Naturales Renovables Mención Forestales. Universidad Nacional Agraria de la Selva. Perú.

QUEVEDO, A. 1995. Silvicultura de la uña de gato, alternativas para su conservación. CRI-IIAP Ucayali. Perú. 44p.

RAMIREZ, J. 2009. Dosis de ácido-3-indol butírico en el enraizamiento de estacas de sachá inchi (*Plokunetia volubilis* L.), en diferentes sustratos. Tesis Ing. Agrónomo. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de San Martín. 95 p.

- REYNEL, C; PENNINGTON, RT; PENNINGTON, TD; FLORES, C; DAZA, A. 2003. Árboles útiles de la Amazonía Peruana: un manual con apuntes de identificación, ecología y propagación de las especies. 50 p.
- RIVAS, R, 1995. Diagnóstico ecológico silvicultural de las especies arbóreas, de uso agroforestal en Pozuzo. Tesis ingeniero forestal. UNALM. Lima. Perú.
- ROJAS, S; GARCIA, J; ALARCON M. 2004. Propagación asexual de plantas. Conceptos básicos y experiencias con especies amazónicas. Ed. Produmedios. Colombia. 56 p.
- ROMANO, TESI. 2000. Medios de protección para la hortoflorofruticultura y el viverismo. 3ª ed. Mundi-Prensa. Madrid. 288p
- RUANO, J. 2008. Viveros forestales. 2da Edic. Edit. Mundiprensa. 285 p.
- RUIZ, H. 2009. Efecto de cuatro dosis de ácido indol butírico y tres tipos de estacas en el enraizamiento de estacas de sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.), en San Martín. Tesis Ing. Agrónomo. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional Agraria de la Selva. 123 p.
- RUMRRIL, Roger. 2010. La caoba o el tráfico del oro rojo de la Amazonía. La Primera, 2010 abril 26; sección columnistas. En: http://www.diariolaprimeraperu.com/online/columnistas/la-caoba-o-el-trafico-del-oro-rojo-de-la-amazonia_61234.html
- SAAVEDRA, A. 2007. Efecto de tres dosis de ácido indol butírico en la propagación asexual del cultivo de sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.) en Pucallpa. Tesis Ing. Agrónomo. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Universidad Nacional de Ucayali. Perú.
- SADHU, M.K. 2005. Plant propagation. New Age International Limited Publishers. India. 281 p.

- SALES, M. C; AZIZ, M. L; AMIMALTOE, J; GUERRA, B. D; VALDEMINO, P. C. 2009. Propagacao da goiabeira por miniestaquia. Rev. Bra. Frutic. –SP, v. 31, n. 2, p. 607-611.
- SANTELICES, R. 2007. Efecto del ácido indolbutírico y la presencia de hojas, en el arraigamiento de estacas de *Nothofagus glauca* (Phil.) Krasser cosechadas en dos épocas diferentes. Ecología Austral 17: 151-158. Asociación Argentina de ecología.
En : <http://www.ecologiaaustral.com.ar/files/3e20d5e80a.pdf>
- SEPÚLVEDA, S. 2004. Efecto de diferentes dosis de AIB y fecha de recolección sobre la propagación de estacas semileñosas basales y apicales de olivo (*Olea europea* L.) de la variedad empeltre. Tesis Ing. Agrónomo. Facultad de Ciencias Agropecuarias y Forestales. Universidad Católica de Temuco. Chile.
- SERRANO, Z. 2002. Construcción de invernaderos. Edit. Mundiprensa. 2da edic. Madrid, España. 499 p.
- SIICEX. 2009. Camu camu. Disponible en:
<http://www.siicex.gob.pe/siicex/resources/fichaproducto/611423054rade1DE75.pdf>
- SILVA, FVC; CASTRO, AM; CHANGAS, EA; PESSONI, LA. 2009. Propagacao vegetativa de camu camu por estaquia: efeito de fitoreguladores e substratos. Revista agroambiente on-line, V. 3, n. 2, p. 92-98. Brasil. En:
<http://www.ufrr.br/revista/index.php/agroambiente/article/viewArticle/276>
- SODRÉ, G.A. 2007. Sustratos e estaquia na producao de mudas de cacauero. Tesis Doctoral en Agronomía. Universidad Estadual Paulista. Facultad de Ciencias Agrarias y veterinarias, p. 63.

- SOUDRE, M. 2007. Propagación vegetativa de Uña de gato (*Uncaria tomentosa*, Willd) D.C por enraizamiento de estaquillas en cámaras de subirrigación. Nota Técnica N° 02. Serie: Manejo sostenible del bosque tropical. IIAP. Programa de Ecosistemas Terrestres (PET). Proyecto Producción de Uña de gato y Sangre de grado en Ucayali, Pucallpa. 6 P.
- SOUDRE, M. 2010. Informe Técnico final del Proyecto Desarrollo Tecnológico Apropiado para la Propagación Vegetativa de Especies Maderables Valiosas en las regiones Loreto y Ucayali (PROVEFOR). Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP) y Fondo para la Innovación Ciencia y Tecnología (FINCYT). Convenio N°: 013-FINCYT-PIBAP, 2007. Pucallpa, Ucayali, Perú. Coordinación general. 85 p.
- SOUDRE, M; GUERRA, H; MUERAS, L; VASQUEZ, A; FLORES, M; MURRIETA, C; VIDAL, F; RIOS, R; PAREDES, O; GUERRA, W; DEL CASTILLO, D; YEPES, F. 2010. Protocolo para el óptimo enraizamiento de estaquillas de cinco especies maderables. Proyecto PROVEFOR. IIAP, FINCYT. Ucayali, Pucallpa, Perú.
- SOUDRE, M; GUERRA, H; VIDAL, F; PAREDES, O; DEL CASTILLO, D; YEPES, F. 2010. Tecnología para la producción de brotes y estaquillas de cinco especies maderables. Proyecto PROVEFOR. IIAP, FINCYT. Ucayali, Pucallpa, Perú.
- SOUDRE, M; MESEN, F; DEL CASTILLO, D; GUERRA, H. 2008. Memoria del curso internacional “Bases técnicas para la propagación vegetativa de árboles tropicales mediante enraizamiento de estaquillas” IIAP, Pucallpa. Perú. 100 p.
- STRASBURGER, E. 1994. Tratado de botánica. Omega, Barcelona. 1068 p.
- TAIZ, L; ZEIGER, E. 1996. Fisiología Vegetal. Universitat Jaume. 3º Edición.

- TORRES, V. 2010. Determinación del potencial nutritivo y funcional de guayaba, cocona y camu camu. Proyecto tesis Ing. Industrial. Escuela Politécnica Nacional. Quito, Ecuador.
- UNAP. 2008. La biodiversidad como una fuente de oportunidad de negocios. Oficina de Cooperación técnica.
- VIEIRA DE SOUZA, J.C. 2007. Propagacao vegetativa de cedro australiano (Toona ciliata M. Roem) por miniestaquia. Tesis Magister en Producción Vegetal. Universidad del estado del Norte de Fluminense. 54 p. En: <http://www.rapve.org>
- ZANONI, C. 1975. Propagación vegetativa por estacas de ocho especies forestales. Tesis Magister Scientiae. CATIE. Costa Rica.
- ZOBEL, B; TALBERT, J. 1988. Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales. Edit. LIMUSA S.A. 1º edic. 545 p.

REFERENCIAS PERSONALES:

1. ABANTO RODRIGUEZ, CARLOS
Ing. Investigador Área Camu camu IIAP-Ucayali.
2. JAULIS CANCHO, JUAN CARLOS:
Ing. Área de Plantas Ornamentales UNALM.
3. RAFAEL MUCHA, GERMAN
Bach. Tesista Pregrado del Área Forestal IIAP-Ucayali.
4. RUIZ RIOS, ASTRIHT
Investigadora Universidad Nacional de San Martín.
5. SOUDRE ZAMBRANO, MANUEL:
Ing. Investigador Área Forestal IIAP-Ucayali, Coord. proyecto PROVEFOR.

ANEXOS

ANEXO I

GLOSARIO

Aclimatación: incluye el desarrollo de un sistema radical adecuado para satisfacer los requisitos de la transpiración y acostumbrar a la estaca a una atmosfera más seca, después de haber permanecido en el aire húmedo del propagador.

Adventicio: desarrollo de órganos o embriones a partir de zonas poco usuales, incluyendo callo.

Arbóreo: Que presenta características de árbol. Planta perenne de tronco leñoso y elevado que se ramifica a cierta altura del suelo.

Auxinas: Miembro de un grupo de hormonas vegetales, son sustancias naturales que se producen en las partes de la planta en fase de crecimiento activo y regulan muchos aspectos del desarrollo vegetal. Estimulan la elongación y crecimiento de muchas células.

Basípeto: Que se desarrolla desde un punto distal o apical hacia su base. Lo contrario a acrópeto.

Capilaridad: Se entiende por capilaridad al fenómeno inverso de la permeabilidad, es decir, el ascenso del agua de las capas inferiores del suelo a las superiores. En un sentido más amplio la capilaridad determina en un suelo el movimiento del agua en todas direcciones.

Carbohidratos: Grupo de compuestos que sirven como fuente de energía (glucosa, sacarosa, fructosa, etc.).

Desdiferenciación: Fundamento básico de la biotecnología vegetal, en el cual las células especializadas retornan a su estado meristemático. Es decir, la transformación y pérdida de las características de especialización de un tipo celular, para dar lugar a células del tipo meristemático.

Edad ontogénica: Distintas etapas de la evolución de un organismo individual o de alguna de sus partes desde su concepción en adelante.

Especie decidua: especie que pierde totalmente su follaje durante una parte del año. Muchas veces presente en zonas tropicales secas y zonas templadas frías. La pérdida de las hojas (caducidad foliar) es una adaptación a la estación seca.

Esquejes caulinare: estacas de tallos.

Latifoliado: Plantas con hojas anchas.

Longitud del brote: Es la distancia desde la base del brote hasta el ápice de la misma.

Meristemo caulinar: El meristemo caulinar se conoce también como punto vegetativo, por su aptitud para neofomar raíces en su porción basal y reconstruir así la planta entera. La proliferación de estos “puntos vegetativos” es la esencia de la propagación vegetativa (Barbat, 2006).

Ortotropismo: Condición de crecer en sentido vertical. El propágulo asume la forma erecta o normal del árbol.

Plagiotropismo: Condición de crecer en sentido oblicuo u horizontal. El propágulo vegetativo no asume la forma de un ‘arbol, sino que continúa creciendo como una rama.

Tela Raschell (Sarán): Malla de polietileno de alta densidad que regula el paso de luz, dando una variedad de porcentajes de sombra (40, 50, 60, 75 y 85 %).

Topófisis: La topófisis consiste en un cambio de variación de fases de diferentes partes de la planta y cuyos meristemas perpetúan esas fases en la descendencia vegetativa.

Totipotencia: Capacidad de regeneración de una planta entera a partir de una célula o grupos de células.

ANEXO II:

METODOS DE PREPARACIÓN DE SOLUCIONES ESTIMULADORES

DE ENRAIZAMIENTO:

1. PREPARACION DE LA SOLUCION DILUIDA:

Para preparar un litro de una solución de 100 ppm de una sustancia estimuladora de enraizamiento, se disuelven 100 mg de la sustancia pura en unos 10 ml de alcohol. Luego esta solución se diluye con agua hasta completar 1 lt (Hartmann y Kester, 1995).

Tarnowski (2005), indica que en tratamientos con ANA según la presentación comercial Nafusaku® en polvo soluble al 4%, para obtener una concentración final de 100 ppm (solución madre) se pesa como ejemplo 0,08 g de la hormona enraizante y se mezcla en 800 ml de agua corriente en un vaso de precipitado de 1000 ml. Luego se hicieron las siguientes diluciones para obtener las demás concentraciones a un volumen final de 1200 ml:

- 600 ml de solución madre + 600 ml de agua corriente = 50.0 ppm
- 300 ml de solución madre + 900 ml de agua corriente = 25.0 ppm
- 150 ml de solución madre + 1050 ml de agua corriente = 12,5 ppm

2. PREPARACION DE SOLUCION CONCENTRADA:

Para preparar una solución de AIB al 4000 ppm, se disuelven 0.4 g de AIB en 100 ml de alcohol puro. Si se requiere solo 10 ml, se disuelven 0.04 g de AIB en 10 ml de alcohol. Para 25 ml se necesitan 0.1 g de AIB. Por simple regla de tres se pueden calcular la cantidad necesaria de auxina para el volumen de solución a preparar (Mesen, 1998).

Tarnowski (2005) indica que en tratamientos con ANA según la presentación comercial Nafusaku® en polvo soluble al 4%, para obtener una concentración final de 4000 ppm (solución madre) se pesa como ejemplo 65 g de la hormona enraizante y se mezcla en 650 ml de agua corriente en un vaso de precipitado de 1000 ml, según el preparado comercial. Luego, se realizan las siguientes diluciones para obtener las demás concentraciones a un volumen final de 250 ml:

- 187,5 ml de solución madre + 62,5 ml de agua corriente = 3000 ppm
- 125,0 ml de solución madre + 125,0 ml de agua corriente = 2000 ppm
- 62,5 ml de solución madre + 187,5 ml de agua corriente = 1000 ppm

ANEXO III

CUADRO Nº 2: CALCULO DEL NUMERO DE TOCONES, CAMARAS Y MINIJARDINES NECESARIOS PARA PRODUCIR⁽¹⁾ PLANTONES DE CUATRO ESPECIES ARBOREAS PROPAGADAS VEGETATIVAMENTE POR ESTACAS JUVENILES (Tomado de Soudre, 2010).

Año	2010									
Total de plantones producidos (N°)	10,000									
Dimensiones de minijardín (1 x 10 m)	10m ²									
Capacidad máxima de estacas/cámara (N°)	540		450		450		540			
Total de tocones por minijardín (N°)	100		100		100		100			
	Especie		Cedro		Caoba		Tornillo		Ishpingo	
Actividad/Actividad			Dcto (%)	Unidades						
Total de plantones/especie (N°)			10,000		10,000		10,000		10,000	
Selección final en vivero (Control de calidad)	10		11,000		10	11,000	10	11,000	10	11,000
Aclimatación (N° de plantones vivos)	0		11,000		6	11,660	30	14,300	5	11,550
Enraizamiento (N° de estacas enraizadas)	7		11,700		4	12,126	30	18,590	10	11,781
Brotación (N° de estacas selectas)	0		11,700		10	13,339	30	24,167	10	12,959
Estacas producidas /minijardín (N°)			400		900		900		3,000	
Minijardines totales* (N°)			29.4		14.8		26.9		4.3	
Cámaras totales** (N°)			21.8		26.9		41.3		21.8	
Tocones totales en el jardín clonal (N°)			3,237		1,630		2,954		475	

* Producción en base a 10,000 plantones

** cálculo de dividir el número de estacas totales (brotación) /estacas producidas por minijardin

*** cálculo de dividir el número de estacas selectas (enraizamiento) /capacidad máxima de estacas por cámara

CUADRO Nº 3: CALCULO DE LA CANTIDAD DE SEMILLAS (KG) NECESARIAS PARA PRODUCIR* PLANTONES DE CUATRO ESPECIES ARBOREAS PROPAGADAS POR SEMILLA BOTÁNICA (Tomado de Soudre, 2010).

	Especie		Cedro		Caoba		Tornillo		Ishpingo	
Descuento/Actividad			Dcto %	Unidades	Dcto %	Unidades	Dcto %	Unidades	Dcto %	Unidades
Plantones a producir			10,000		10,000		10,000		10,000	
Selección final (control de calidad)	10		11,000		10	11,000	10	11,000	10	11,000
Descuento (mortalidad del proceso)	20		13,200		20	13,200	20	13,200	20	13,200
Porcentaje de germinación	25		16,500		10	14,520	20	15,840	20	15,840
N° de semillas promedio/kg			20,000		1,300		1,400		1,050	
kg para 10000 plantas			0.83		11.17		11.31		15.1	

* Producción en base a 10,000 plantones

**Cálculo de dividir el numero de semillas con descuento del % de germinación/N° promedio de semillas por kg.

ANEXO

CUADRO Nº 4: ANALISIS COMPARATIVO DE COSTOS DE PRODUCCIÓN^(*) ENTRE PLANTONES OBTENIDOS DE ESTACAS JUVENILES Y PLANTONES DE SEMILLA BOTÁNICA, EN SEIS MESES (US \$) (Tomado de Soudre, 2010).

PROPAGACION VEGETATIVA POR ESTACAS JUVENILES					
	ESPECIE	CEDRO	CAOBA	TORNILLO	ISHPINGO
Nº	DESCRIPCIÓN	COSTO US \$	COSTO US \$	COSTO US \$	COSTO US \$
I	COSTOS DIRECTOS	2377.52	2326.27	2631.84	2168.60
1.1	INSUMOS	522.70	523.79	565.07	505.15
1.2	PESTICIDAS Y FERTILIZANTES	132.06	121.69	157.36	105.80
1.3	ESTRUCTURAS**	152.34	179.65	279.99	165.94
1.4	EQUIPOS	52.74	52.74	52.74	52.74
1.5	HERRAMIENTAS	63.95	63.95	63.95	63.95
1.6	MATERIALES OFICINA	31.34	31.34	31.34	31.34
1.7	MANO DE OBRA	1422.39	1353.11	1481.39	1243.68
	Instalación del jardín clonal* * *	6.68	3.46	6.39	1.54
	Manejo del jardín clonal	228.57	151.79	216.43	90.71
	Instalación de la cámara	314.29	326.43	350.00	278.57
	Preparación e inserción de estacas	235.71	235.71	271.43	235.71
	Transplante (Repique)	321.43	321.43	321.43	321.43
	Aclimatación	35.71	35.71	35.71	35.71
	Viverización	280.00	278.57	280.00	280.00
II	COSTOS INDIRECTOS	721.43	692.50	723.57	676.43
2.1	Asistencia técnica	357.14	357.14	357.14	357.14
2.2	Gastos administrativos****	364.29	335.36	366.43	319.29
	COSTOTOTAL	3098.95	3018.77	3355.41	2845.03
	Costo unitario por plantón (US \$)	0.31	0.30	0.34	0.28

PROPAGACIÓN POR SEMILLA BOTANICA					
	ESPECIE	CEDRO	CAOBA	TORNILLO	ISHPINGO
Nº	DESCRIPCIÓN	COSTO US \$	COSTO US \$	COSTO US \$	COSTO US \$
I	COSTOS DIRECTOS	1359.14	2276.07	1778.21	1941.07
1.1	INSUMOS	311.64	1228.57	730.71	893.57
1.2	PESTICIDAS Y FERTILIZANTES	39.29	39.29	39.29	39.29
1.3	ESTRUCTURAS	89.29	89.29	89.29	89.29
1.4	EQUIPOS	11.43	11.43	11.43	11.43
1.5	HERRAMIENTAS	60.00	60.00	60.00	60.00
1.6	MATERIALES OFICINA	33.21	33.21	33.21	33.21
1.7	MANO DE OBRA	814.29	814.29	814.29	814.29
	Limpieza y delimitación del área	42.86	42.86	42.86	42.86
	Preparación de camas de almácigos	42.86	42.86	42.86	42.86
	Tratamiento pre germinativo	42.86	42.86	42.86	42.86
	Preparación de sustrato	71.43	71.43	71.43	71.43
	Almacigado de semillas	71.43	71.43	71.43	71.43
	Llenado de bolsas con tierra	107.14	107.14	107.14	107.14
	Repique	107.14	107.14	107.14	107.14
	Labores culturales	285.71	285.71	285.71	285.71
	Inventario y selección de plantones	42.86	42.86	42.86	42.86
II	COSTOS INDIRECTOS	637.14	687.14	617.50	633.93
2.1	Asistencia técnica	357.14	357.14	357.14	357.14
2.2	Gastos administrativos	280.00	330.00	260.36	276.79
	COSTOTOTAL	1996.29	2963.21	2395.71	2575.00
	Costo unitario por plantón (US \$)	0.20	0.30	0.24	0.26

* Producción, en base a 10,000 plantones

** Costo dividido entre su vida útil (2 años=10 cosechas)

*** Costo dividido entre su vida útil (5 años=25 cosechas)

**** Incluye 10 % de imprevistos

