"AÑO DEL CENTENARIO DE MACHU PICCHU PARA EL MUNDO"

UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYAL

FACULTAD DE CIENCIAS FORESTALES Y AMBIENTALES

ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA FORESTAL

UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI
05/06/12
BIBLIOTECA CENTRAL
U N U
1743T

"SELECCIÓN MASAL Y EL EFECTO DE DOS CONCENTRACIÓN DE AUXINAS PARA EL ENRAIZAMIENTO DE ESTAQUILLAS JUVENILES DE ACROCARPUS FRAXINIFOLIUS WIGHT ET, ARN (CEDRO ROSADO DE LA INDIA) EN CÁMARA DE SUB - IRRIGACIÓN,PUCALLPA.PERÚ"

TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE:

INGENIERO FORESTAL

BACH. KAREN STEPHANNY CÓRDOVA FLORES

PUCALLPA - PERÚ

2011

DEDICATORIA

Con todo amor y cariño:

A Dios ser divino que me dio la oportunidad de vivir y regalarme una familia maravillosa que llena de amor mi vida.

Con mucho cariño principalmente a mis padres Germán Córdova Segura y Elen Marjorie Flores del Águila a quienes amo, aprecio y respeto, por entregarme su amor y su apoyo incondicional, por darme una carrera para mi futuro, por creer en mí, a pesar de pasar por momentos difíciles siempre han estado apoyándome y brindándome todo su amor, por todo esto les agradezco de todo corazón el que estén conmigo siempre.

A mi hermanita Magdalena a quien adoro, siendo una de mis inspiraciones, que me da fuerzas para seguir adelante y ser su ejemplo a seguir.

AGRADECIMIENTO

Quiero dar gracias a la Universidad Nacional De Ucayali, que me permitió desarrollar en sus instalaciones la presente investigación y mediante los cinco años de universitaria me enseño la importancia de mi carrera.

A mis asesores principalmente al ingeniero Jorge Morí Vásquez por su apoyo y gran colaboración en la planificación y ejecución del presente estudio .Y al Ing. Rubén Manturano Pérez por su colaboración en la asesoría en la elaboración de la tesis.

A la empresa SDA Inversiones Amazónicas S.A.C, que me permitió desarrollar la presente investigación y el apoyo incondicional de la ingeniera Ing. Giovanni Jainet Valera Chota por su paciencia y respaldo.

Al Bachiller Jhinmy Karc Hemeryth Bartra por su apoyo incondicional en la ejecución de la presente investigación y a todas las personas que directa o indirectamente colaboraron en la realización del presente trabajo.

ACTA DE APROBACION

Tesis aprobada por el jurado de la Facultad de Ciencias Forestales y Ambientales de la Universidad Nacional de Ucayali, conformado por:

ING. M Sc. CARLOS ENRRIQUE FACHIN MATTOS. .....
Presidente

ING. M Sc FERMIN CAMPOS SOLORZANO . .....
Secretario

ING. M Sc FERNANDO PEREZ LEAL .....
Miembro

ING. M Sc RUBEN DARIO MANTURANO PEREZ . .....
Asesor

ING. M Sc JORGE ARTURO MORI VASQUEZ .....
Co Asesor

BACH. KAREN STEPHANNY CORDOVA FLORES. .....
Tesista

INDICE GENERAL

	Pagina
DEDICATORIA	**ii**
AGRADECIMIENTO	**iii**
ACTA DE APROBACION	**iv**
ÍNDICE GENERAL	**v**
LISTA DE CUADROS	**ix**
LISTA DE FIGURAS	**x**
LISTA DE FOTOS	**xi**
RESUMEN	**xii**
SUMARY	**xiii**
INTRODUCCION	1
I.REVISION DE LITERATURA	3
1.1 Cedro Rosado De La India	3
1.1.1. Clasificación Taxonomía	3
1.1.2. Distribución y hábitat	3
1.1.3. Descripción Botánica	5
1.1.4. Silvicultura	6
1.1.5. Utilización	8
1.1.6. Propiedades físicas y mecánicas.	9
1.1.7. Plagas y enfermedades.	10
1.1.8. Trabajos realizados en otros países	11
1.2 .Mejoramiento Genético	12
1.2.1. Mejoramiento genético forestal	12
1.2.2. Métodos de selección	13

1.2.3. Selección Masal 14

1.2.3.1. Trabajos hechos sobre Selección Masal 14

1.3. Propagación Vegetativa 16

1.3.1. Importancia de la Propagación Vegetativa 18

1.3.2. Propagación vegetativa a través de estacas 19

1.3.3. Reguladores de Crecimiento 21

1.3.4 Tratamiento de las estacas con reguladores de crecimiento 23

1.3.5. Factores que condicionan el enraizamiento de estacas 25

1.3.5.1. Edad de la planta madre (factor de Juvenilidad) 25

1.3.5.2. Sección de la planta madre para la obtención de estacas 25

1.3.5.3. Factor de Juvenilidad de la Estaca 27

1.3.5.4. Superficie foliar de la estaca 27

1.3.5.5. Efecto de la Luz 29

1.3.5.6. Efecto de la Temperatura Ambiental y Temperatura del Sustrato 31

1.3.5.7. Humedad Relativa 32

1.3.5.8. Medio de Enraizamiento (Sustrato). 34

1.3.5.9. Sistemas de Propagación(Cámara de subirrigación) 37

1.3.5.10. Comportamiento de estaquillas

1.4 Resultados de propagación vegetación en especies forestales nativas y exóticas 39

1.5 Definición de Términos Básicos 47

II. MATERIALES Y MÉTODOS. 51

2.1. Lugar de Ejecución 51

2.2. Clima 51

2.3. Método de Investigación 52

2.4. Población y Tamaño de Muestra 52

2.5. Materiales y Equipos 53

2.5.3. Material y Equipo de Gabinete 54

2.6. Metodología 55

2.6.1. Construcción y preparación de la cámara de sub irrigación 55

2.6.2. Establecimiento de parcelas y codificación 55

2.6.3. Obtención de la Progenie (Brotes) 56

2.6.4. Preparación de las estacas, extracción y transporte 56

2.6.5. Aplicación de la hormona comercial Root Hoor a las estacas 57

2.6.6. Establecimiento de las estacas dentro del Propagador 57

2.6.7. Cuidados durante el periodo de propagación 58

2.6.8. Procedimiento de recolección de datos 59

2.6.8.1. Selección masal 59

2.6.8.2. Propagación vegetativa de estacas juveniles 59

2.7. Variables Evaluadas 59

2.7.1. Variables Independientes 59

2.7.2. Variables dependientes 60

2.8. Operacionalización de las Variables 61

2.8.1. Variables Independientes 61

2.8.2. Variables dependientes 62

2.8.2.3. Propagación vegetativa 67

2.9. Diseño Estadístico 69

2.10. Modelo Matemático 71

III. RESULTADOS Y DISCUSION 75

3.1. SELECCIÓN MASAL 75

3.1.1. Evaluación Cuantitativa 75

3.1.1.1. Crecimiento en Diámetro (cm) 75

3.1.1.2 Crecimiento en altura total y altura comercial (m.) 76

3.1.1.3. Distribución del volumen por categoría (m^3) 78

3.1.2. Evaluación Cualitativa 79

3.1.2.1. Posición De Copa 79

3.1.2.2. Forma de Fuste 80

3.1.2.3. Forma de Copa 81

3.1.2.4. Infestación de Bejucos 82

3.1.2.5. Estado Fitosanitario 83

3.1.3. Características de los individuos seleccionados para propagar por estacas 85

3.2. PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE ESTACAS JUVENILES DE CEDRO ROSADO 86

3.2.1. Número y porcentaje de estacas enraizadas por tratamiento 86

3.2.1.1 Prueba de dunnett para estacas enraizadas por tratamiento aplicado 86

3.2.2. Porcentaje de supervivencia de estacas 86

3.2.2.1 Prueba de dunnett para estacas enraizadas por tratamiento aplicado 86

3.2.3. Número de raíces por tratamiento 89

3.2.3.1 Prueba de dunnett para el número de raíces por tratamiento aplicado 89

3.2.4. Longitud de raíces por tratamiento 91

3.2.4. 1 Prueba de dunnett para la longitud de raíces por tratamiento aplicado 91

3.2.5. Número de brotes por tratamiento 92

3.2.5.1 Prueba de dunnett para el número de brotes por tratamiento aplicado 92

3.2.6. Longitud de brotes por tratamiento 93

3.2.6.1 Prueba de dunnett para la longitud de brotes por tratamiento aplicado 94

3.2.7. Número de callos por tratamiento 95

3.2.7. 1 Prueba de dunnett para el número de callos por tratamiento aplicado 95

VI. CONCLUSIONES 97

VII. RECOMENDACIONES 98

VIII.BIBLIOGRAFIA 99

ANEXOS 108

LISTA DE CUADROS

Pagina

Cuadro 01: Muestras con igual números de observaciones 72

Cuadro 02: Cuadro de Análisis de Varianza (ANVA) 73

Cuadro 03: Distribución del desarrollo en diámetro por categoría 75

Cuadro 04: Número de individuos por categoría de altura 76

Cuadro 05: Distribución del desarrollo en volumen por categoría 78

Cuadro 06: Distribución de la posición de copa 79

Cuadro 07: Distribución de forma de fuste 80

Cuadro 08: Distribución de la forma de copa 81

Cuadro 09: Distribución de La infestación de bejucos 82

Cuadro 10: Estado fitosanitario del árbol 83

Cuadro 11: Distribución del estado fitosanitario del fuste 84

Cuadro 12: Características de los Individuos Seleccionados 85

Cuadro 13: Estacas enraizadas por tratamiento aplicado 86

Cuadro 14: Análisis de varianza para estacas enraizadas por tratamiento aplicado 86

Cuadro 15: Número y porcentaje de supervivencia de estacas por tratamiento 88

Cuadro 16: Análisis de varianza para estacas enraizadas por tratamiento aplicado 88

Cuadro 17: Número de raíces por tratamiento aplicado 89

Cuadro 18: Análisis de varianza para número de raíces por tratamiento aplicado 89

Cuadro 19: Longitud de raíces por tratamiento aplicado 91

Cuadro 20: Análisis de varianza para la longitud de raíces por tratamiento aplicado 91

Cuadro 21: Número de brotes por tratamiento aplicado 92

Cuadro 22: Análisis de varianza para Número de brotes por tratamiento aplicado 92

Cuadro 23: Longitud de brotes por tratamiento aplicado 93

Cuadro 24: Análisis de varianza para la longitud de brotes por tratamiento aplicado 94

Cuadro 25: Número de callos por tratamiento aplicado 95

Cuadro 26: Análisis de varianza para número de callos por tratamiento aplicado 95

Cuadro 27: Formato de evaluación del estado de la plantación para selección masal 110

Cuadro 28: Formato de evaluación final en propagación vegetativa 111

LISTA DE FIGURAS

Pagina

Figura 01: Distribución de los Tratamientos y repeticiones en la Cámara de Sub-irrigación. 58

Figura 02: Selección por la posición de copa de los arboles. 64

Figura 03: Selección por forma de copa 65

Figura 04: Infestación por lianas trepadoras 66

Figura 05: Distribución de las parcelas en la plantación de cedro rosado de la india. 70

Figura 06: Distribución del diámetro 75

Figura 07: Distribución de altura total 77

Figura 08: Distribución del volumen 78

Figura 09: Distribución de la posición de copa 79

Figura 10: Distribución de la Forma de fuste 80

Figura 11: Distribución de la Forma de copa 81

Figura 12: Distribución de la infestación de bejucos 82

Figura 13: Estado fitosanitario del árbol 83

Figura 14: Distribución del estado fitosanitario del fuste 84

Figura 15: Ubicación geográfica de las parcelas evaluadas 123

LISTA DE FOTOS

Pagina

FOTO 1: Plantación de cedro rosado de la india 112

FOTO 2: Toma de Puntos Georefenciales (UTM) 112

FOTO 3: Evaluación Cuantitativa 113

FOTO 4: Características Cualitativas de Cedro rosado 113

FOTO 5: Tumba para la progenie 114

FOTO 6: Los brotes en la tercera semana de haberse tumbado. 114

FOTO 7: Los brotes en el sexto mes de haberse tumbado. 115

FOTO 8: Segunda tumba para la obtención de brotes 115

FOTO 9: Primeros brotes cortados para obtención de la progenie a experimentar 116

FOTO 10: Construcción y desinfección del sub-irrigador 116

FOTO 11: Segundo brote a experimentar 117

FOTO 12: Materiales y medidas antisépticas para la obtención de estacas. 117

FOTO 13: Eliminación del ápice y corte del brote para la obtención de estaquillas. 118

FOTO 14: Las estaquillas en el envase Tecknopor para su transporte. 118

FOTO 15: Preparación para las dosis a añadir a las estacas. 119

FOTO16: Aplicación de la hormona. 119

FOTO 17: Establecimiento de estacas en el sub-irrigador. 120

FOTO 18: Aspersión y evaluación semanal de cada estaca. 120

FOTO 19: Se extrae con cuidado cada estaca a los 45 días de ser establecidas. 121

FOTO 20: Estaca enraizada 121

FOT 21: Evaluación de cada estaca al final de la investigación 122

RESUMEN

El presente trabajo sobre Selección masal y el efecto de dos concentraciones de auxinas para el enraizamiento de estaquillas juveniles de *Acrocarpus fraxinifolius* Wight et Arn (Cedro Rosado de la India) en cámara de sub-irrigación, Pucallpa-Perú, la investigación se desarrollo en las plantaciones de la empresa SDA Inversiones Amazónicas SAC y el vivero forestal de la Universidad Nacional de Ucayali, Políticamente ubicados en los Distritos de Campo Verde y Yarinacocha, Provincia de Coronel Portillo y Departamento de Ucayali.

El objetivo fue, contribuir al conocimiento de la silvicultura de la especie *Acrocarpus fraxinifolius* Wight et Arn (cedro rosado de la india), realizando la selección masal de una plantación ubicada en un área degradada del distrito de campo verde y Evaluar el efecto de dos concentraciones de la hormona comercial Root Hoor en el enraizamiento de las estacas juveniles provenientes de árboles selectos.

La fase de campo, consistió en la selección masal para la respectiva propagación, estableciendo seis parcelas de 18m x 12m con características similares en 2,5ha de cedro rosado de la india (*Acrocarpus fraxinifolius),* en la que se evaluó cualitativa y cuantitativa cada parcela constituida por 24 individuos, con un distanciamiento de 3m x 3m, en las que se seleccionó los dos mejores individuos por parcela, obteniendo 12 árboles con características resaltantes, luego se procedió a tumbar los arboles seleccionados a 50cm desde la base, obteniéndose muy pocos brotes para el desarrollo del experimento, transcurrido 6 meses se cortaron los primeros brotes a 20cm de la base, obteniéndose la segunda generación de brotes para la segunda fase de la investigación. En la propagación vegetativa se utilizó el Diseño Completamente Randomizado probando dos dosis de AIB (Acido Indol Butírico) y ANA (Acido Naftalénico acético), (TI: Hormona al 0,4% de ANA y 0,10 de AIB; T2: Hormona al 0,2 % de ANA y 0,05 de AIB) y el testigo, las unidades experimentales estaban comprendidas de 12 estacas juveniles y 7 repeticiones, todas con una longitud promedio de 4,5 cm. Después de 45 días se determinó que el tratamiento sin aplicación de AIB y ANA (testigo) presentó mejor resultado logrando hasta un 25% de enraizamiento, 45% de supervivencia, mayor número promedio de raíces por tratamiento con 0,82, mayor número promedio de callos por tratamiento con 1.8, numero de brotes por tratamiento 0,45, mayor longitud promedio de raíces con 15.8mm y mayor longitud promedio de brotes 20mm.

SUMARY

The present work on Selection masal and the effect of two concentrations of auxinas for the enraizamiento of juvenile stakes of Acrocarpus fraxinifolius Wight et Arn (Pink Cedar of the India) in chamber of sub-irrigation, Pucallpa - Peru, the investigation I develop in the plantations of the company SDA Amazonian Investments SAC and the forest nursery of Ucayali's National University, politically located in the Districts of Green Field and Yarinacocha, Colonel Portillo's Province and Ucayali's Department.

The aim was, contributed to the knowledge of the forestry of the species Acrocarpus fraxinifolius Wight et Arn (pink cedar of the indies), realizing the selection masal of a plantation located in a degraded area of the district of green field and Root Hoor To evaluate the effect of two concentrations of the commercial hormone in the enraizamiento of the juvenile stakes from select trees.

The field phase, it consisted of the selection masal for the respective spread, establishing six plots of 18x12m with similar characteristics in 2,5 it has of pink cedar of the indies (Acrocarpus fraxinifolius), in which there was evaluated qualitative and quantitative every plot constituted by 24 individuals, with a distancing of 3m x 3m, in that it was selected both better individuals by plot, obtaining 12 trees with characteristics resaltantes, then one proceeded to knock down the trees selected to 50cm from the base, few outbreaks being obtained very for the development of the experiment, passed 6 months the first outbreaks were cut to 20cm of the base, being obtained the second generation of outbreaks for the second phase of the investigation. In the vegetative spread Randomizado was in use the Design Completely proving two AIB's doses (Acid Indol Butírico) and ANA (Acid acetic Naftalénico), (YOU: Hormone to 0,4 % of ANA and 0.10 of AIB; T2: Hormone to 0,2 % of ANA and 0.05 of AIB) and the witness, the experimental units were understood of 12 juvenile stakes and 7 repetitions, all by an average length of 4,5cm. After 45 days one determined that the treatment three (witness) presented better result achieving up to 25% of enraizamiento, 45% of survival, average number of roots for treatment 0.82, average number of corns for treatment 1,8, I number of outbreaks for treatment 0,45, average length of roots 15,8mm and average length of outbreaks 20mm.

INTRODUCCION

Durante los últimos años, la destrucción masiva de los bosques naturales en las zonas tropicales y subtropicales del mundo, ha incrementado la escasez de productos forestales para satisfacer una demanda creciente. Esto ha despertado el interés por proteger los bosques remanentes y aumentar la producción forestal; además hoy en día existen nuevas alternativas para mejorar la productividad forestal, entre ellas se encuentra la introducción de nuevas especies en la amazonia peruana, como es el caso de la *Acrocarpus fraxinifolius* Wight et Arn (cedro rosado de la india), teniendo en cuenta los buenos resultados y la técnica aplicada en *Eucalyptus globulus* Labill (eucalipto) que es originario de Australia y Tasmania, y se cosecha en la sierra Peruana.

Una alternativa para satisfacer las demandas del mercado y reducir dé algún modo la tasa de deforestación es el establecimiento de plantaciones, como se ha dado desde el año 2000 con la especie *Acrocarpus fraxinifolius* Wight et Arn (cedro rosado de la india). Sin embargo, existe el problema de abastecimiento de semilla de buena calidad genética, por consiguiente las dificultades para obtener semillas en la cantidad y calidad deseada, hace que la propagación vegetativa y selección masal adquiera gran importancia, ya que por este medio se contribuye a disminuir significativamente la variabilidad genética de las plantaciones, obteniendo así productos de una calidad más uniforme. Asimismo contribuyen a aumentar la ganancia genética, al lograr capturar rápidamente una mayor proporción de material reproductivo como también la seguridad de mantener el genotipo deseado asegurando la conservación de germoplasma valioso.

En la actualidad, los esfuerzos están orientadas hacia el desarrollo de nuevas técnicas de productividad forestal, pero el conocimiento sobre las distintas técnicas de selección masal y propagación vegetativa de estacas juveniles en árboles forestales tropicales, así como el adecuado manejo de éstas es incipiente, por lo que es necesario generar la información que permita aliviar la escasez de conocimientos que al respecto se tiene y sobre la respuesta que esta nueva especie obtenga mediante este sistema de propagación, incrementando las posibilidades de una oferta importante y sostenible de semilla vegetativa, ampliando el horizonte de la domesticación de la especie. teniendo como objetivos específicos en la presente investigación:

Realizar la selección masal de *Acrocarpus fraxinifolius* Wight et Arn (cedro rosado de la india) de una plantación ubicada en un área degradado del distrito de campo verde.

Evaluar el efecto de dos concentraciones de la hormona comercial Root Hoor de (ANA 0,40 % y AIB 0,1 %) y (ANA 0,20 % y AIB 0,05 %) en el enraizamiento de las estaquillas juveniles provenientes de árboles selectos de *Acrocarpus fraxinifolius* Wight et Arn (cedro rosado de la india).

I. REVISION DE LITERATURA

1.1 Cedro Rosado De La India

1.1.1. Clasificación Taxonomía

Según Guzmán (2000) esta especie se clasifica:

Familia	: Fabaceae
Nombre Científico	: *Acrocarpus fraxinifolius* Wight et Arn
Nombre Vulgar	: Cedro rosado. Balanii. Mundani. Shingle Tree. Indian Ash, Pink Cedar, Kuranjan.

Otros nombres comunes para este árbol son Mundani (India). Lazcar (México). Pink Cedar (Inglaterra), y también se le conoce como fresno hindú, cedro de la India y cedro rojo (Menéndez, 2006).

1.1.2. Distribución y hábitat

El cedro rosado de la India (*Acrocarpus fraxinifolius*) es originario de las colinas del sur y Este de la India y Birmania, donde se le conoce con el nombre de Mundani. El área de distribución natural de A. fraxinifolius, se extiende desde los 23 a 27 grados Latitud Norte en el occidente de la India: abarca Bangladesh y el norte de Birmania, formando parte de los bosques mixtos y establecido entre 0 a 1,500 msnm. Fuera del área de distribución natural. esta especie es plantada en la India aproximadamente a 18 grados Latitud Norte y en regiones altas de Kenia, Uganda, Tanzania y Zimbawe (Guzmán, 2000; Sepatro, 2006).

Acrocarpus fraxinifolius , en México se le conoce como cedro rosado o acrocarpus. Pertenece a la familia Leguminosae, Subfamilia Caesalpiniodaea. A pesar de ser originario de regiones tropicales asiáticas (sur de la India, de las regiones tropicales y del Archipiélago Malayo) y, en particular, de India, Indonesia, Bangladesh, Birmania, Assam, Himalaya, Burma y Sumatra , en la República Mexicana ha tenido un extraordinario éxito. Crece en el trópico húmedo y sub-húmedo, con estación seca corta y escasas heladas. En su área natural prospera en sitios con temperatura media anual de 19 a 28°C. mínima de 16 a 22°C y máximas de 25 a 35°C. Precipitación entre 500 y 3,000mm, pero su mejor desarrollo ocurre en lugares donde la lluvia es igual o mayor a 2,000mm; en suelos de tipo vertisol, profundos a someros. de textura arcillosa. moderadamente drenados a bien drenados, con un pH de 4 a 7,5; aunque, también crece en suelos compactos. Es susceptible a las heladas y no tolera las sequías. Se distribuye en una altitud mínima de 0 m y máxima de 1.700 m y media de 600 a 1.500 m. En México, se planta desde el nivel del mar hasta los 1,400 msnm (Agroforester Tropical Seeds, 2001; Sepatro, 1997).

Crece en suelos con un pH que va de 5.5 a 7 preferentemente. Las condiciones de suelo son de gran importancia en el desarrollo del A. fraxinifolius, aunque puede establecerse en la mayoría de los tipos de suelo. Los rendimientos más satisfactorios se dan en suelos profundos, húmedos pero bien drenados y sin obstáculos, ya que las raíces llegan hasta los 4,5 m de profundidad (Menéndez, 2006).

1.1.3. Descripción Botánica

Guzmán (2000), detalla algunas características, donde el árbol deciduo es de una apariencia impresionante, alcanza alturas de 30 a 60 m, su fuste es cilíndrico y limpio de ramas en ¾ partes de la altura total. Arriba de las vastas raíces tubulares aún puede alcanzar un diámetro de 200 cm. Las ramas son relativamente delgadas y están dispuestas horizontalmente. La corteza es delgada y de color gris claro. Asimismo las hojas son bipinnaticompuestas, representando de tres a cuatro pares de pinas, cada una de aproximadamente 30 cm. de largo. Los foliolos elípticos lanceolados, de 7 a 10 cm. de largo, forman 5 o 6 pares. Las hojas tiernas son de color rojo claro llamativas y dan al árbol su apariencia característica. Las flores van de rojas a anaranjadas, los frutos son vainas delgadas y pedunculadas, contienen numerosas semillas y maduran en junio.

Arbol decíduo que alcanza alturas de 30 a 60 metros, su fuste es cilíndrico y limpio de ramas en 3/4 de la altura total.Arriba de las vastas raíces tabulares aún puede alcanzar un diámetro de dos metros (Menagro, 2001). El cedro rosado (A. fraxinifolius) es un árbol de madera fina. La albura es blanca y la médula es rojiza a café con venas oscuras, dándole una apariencia muy decorativa. Al cortar el árbol, se produce un exudado como resina. Los árboles que crecen en el campo son muy variable en cuanto a su fenotipo. Su peso específico varía entre 0,55 y 0,70 g/cc. Se puede impregnar muy bien, y es fácil de trabajar (sepatro, 2006).

Las hojas son grandes, compuestas, bipinadas. Las flores aparecen en racimos y son de un color rojo escarlata. Generalmente, la floración ocurre en

los meses de marzo y abril, en árboles que alcanzan 10 ó más años. Las vainas aplanadas de 8 a 12 cm de largo y conteniendo en promedio 10 semillas de forma ovalada y aplanada. La copa o corona es liviana y redondeada. No tiene efectos alelopáticos sobre otros cultivos. Además tiene un sistema radicular profundo (pivotante), manteniendo el suelo y mejorando la infiltración de agua. Con nódulos radiculares donde se instalan bacterias del género Rhizobium, con capacidad de fijar el nitrógeno atmosférico (Menéndez, 2006).

1.1.4. Silvicultura

Es una leguminosa tropical de rápido crecimiento que adquiere cada vez más importancia por sus excelentes cualidades madereras, su capacidad para mejorar el suelo: es tolerante a muchas plagas, y no precisa ser podado, ya que las ramas más bajas van cayendo al suelo. Es muy adaptable en cuanto a pH y tipo de suelo, precisa una pluviometría media-alta (800 a 1,200 litros/m3/año), por lo que debe ser regado en regiones con escasa lluvia, resiste el frío moderado y heladas esporádicas gracias a su capacidad para comportarse como caducifolio en climas de tipo mediterráneo. A pesar de ser originario de regiones tropicales asiáticas, está siendo cultivado con gran éxito en 2 Mesoamérica y Suramérica, así como también en regiones mediterráneas (Menagro, 2006).

Se recomiendan frecuentes cuidados silviculturales hasta el cierre de las copas. La especie tiene una gran capacidad de rebrote. Los países proveedores de semillas más importantes son la India y Kenia. El peso de mil semillas es de aproximadamente 31 a 52 gramos (19.000 a 39.000

unidades/kilogramos). La germinación es muy irregular, algunas germinan a los 10 días, mientras que otras mantienen una dormancia hasta de un año. Por ésta razón deben regarse en semilleros bien abrigados. Las plántulas deben removerse a envases. (Agroforester Tropical Seeds. 2001)

En los tres o cuatro meses posteriores a su germinación las plantas alcanzan una altura de 20 a 40 cm y pueden ser trasladadas al campo. La plantación requiere limpias regulares para eliminar las malezas. hasta que alcance un buen porte. A la edad de 3 a 4 años se realizan los primeros raleos, ya que para lograr un desarrollo óptimo el árbol requiere una copa amplia, hasta que el rodal alcance una edad maderable. Además del cultivo en áreas abiertas. *Acrocarpus fraxinifolius* también es apropiado como árbol de sombra para plantaciones de té, café, cacao, etc. (Agroforester Tropical Seeds. 2001)

Hasta ahora. solo se conoce la forma de propagación por semilla. Un kilogramo de Semilla contiene un promedio de 32,000 unidades; comercialmente, 20,000 son viables por cada kilogramo de semilla. Las semillas sembradas sin tratamientos tienen una germinación muy pobre y heterogénea. Para lograr una germinación homogénea se recomienda sumergir la semilla en ácido sulfúrico concentrado por 5 minutos para dejarla después remojándola con agua corriente por 12 horas; otro tratamiento consiste en introducir la semilla en agua a 80 °C y dejarla dentro del agua, hasta que esta se enfríe, por un período de 8 horas (Sepatro, 2006).

Este árbol tiene un extraordinario desarrollo cuando se expone a plena luz solar, ya que es una especie heliófila, con temperaturas de los 12 a 35 °C y una humedad relativa que oscile entre 50 y 85 % (Menéndez. 2006).

1.1.5. Utilización

La albura de la madera es de color blanquizco: El duramen es de color roio claro o marrón rojizo, es muy decorativo por su veteado oscuro, contiene una resina gomosa que brota después de la tala. Es fácil de impregnar. Su dureza y resistencia son medianas. Su peso específico varía entre 0.55 y 0.70 gr/cm3. Se puede trabajar con facilidad, no presenta problemas para ser torneada, cepillada y pulida .La madera es apropiada para acabados interiores finos. para muebles y para chapas. En su área de distribución natural es utilizada para el entablillado de techos, como madera de construcción, para pisos, escaleras, puertas, cajas de té, e impregnadas para fabricar durmientes. (Gautam. 2001).

En la India se le destina a la elaboración de pulpa para papel. Bajo condiciones favorables de luz se ha usado como sombra para plantaciones de té y café . La madera es bastante durable y puede aserrarse y trabajarse con facilidad para lograr un buen acabado y pulido. Se vende como sustituto del fresno o nogal para fabricar muebles y entarimados, construcciones en general, tejamanil, etc. (Howar, 1951; National Academy of Sciences. 1979: Streets. 1962 citado por Cedeño. 1985). En el territorio nacional se cultiva en algunas regiones tropicales para aprovechar su madera, la que se emplea para fabricar muebles rústicos y en

construcciones rurales (Niembro, 1986).En general, la madera se considera fuerte y dura, pero fácilmente trabajable. Se usa para la fabricación de muebles, cajones de empacar, plataformas, planchas, ripias y en la construcción de edificios y postes de alumbrado. En la India, además de estos usos, la pulpa se usa para hacer papel (Gautam, 2001)

1.1.6. Propiedades físicas y mecánicas.

En Agroforester Tropical Seeds. 2001,se refiere que el cedro rosado presenta las siguientes características:

Peso específico	: 0.69 g/cm³ a una humedad del 12%.
Largo de fibras	: 1,35 mm
Diámetro de fibras	: 31 micrómetros.
Contracción volumétrica	: No mayor del 10%.
Fuerza	: 900 Kg./cm.
Presión	: 338 kg./m²

El cedro rosado pesa en promedio 690 kg/m3 al 12 % de contenido de humedad y se comporta muy bien en el secado. Se ha encontrado que a mayor peso específico, mayor es la longitud de las fibras y que a mayor altura en el tronco, disminuye el peso específico de la madera: la cual es de gran utilidad, suficientemente dura pero fácil de trabajar y en general, produce una superficie lisa de buen acabado (Menéndez, 2006).

1.1.7. Plagas y enfermedades.

En Costa Rica se ha observado una necrosis progresiva del ápice del árbol joven, continuando hacia la base; es seguido por ataques de comejenes y por la muerte del árbol (Menagro, 2001).En Guatemala *Acrocarpus*

fraxinifolius Wigth et Arn no ha sido hasta ahora afectada significativamente por plagas. En su juventud los árboles son susceptibles a las termitas. En la India las plantas ióvenes pueden ser defoliadas por Atractomorpha crenulata. En toda el área de plantaciones, el ataque de Ganoderma lucidum produce la pudrición del fuste y de la raíz (Menagro, 2001).

En México se consideran muy pocas las plagas que afectan el cedro rosado. Las hormigas arrieras (Atta spp), defolian a los árboles jóvenes, controlándose con un cebo paletizado conocido como patrón (ingrediente activo sulfluramida). Otra plaga importante que construye sus galerías cubiertas sobre la corteza del tronco del árbol la constituye las termitas (Cryptotermes brevis y Nasutitermis corniger), las cuales también atacan la madera sin tratamiento. Las tuzas o taltuzas (Orthogeomys heterodus) es un roedor que causa el mayor daño en el campo forestal, tanto por el consumo de plantas como por la destrucción de raíces de los árboles jóvenes, incluso llegan a roer las raíces de los árboles adultos, provocando su caída. El control para estos roedores es difícil, pero puede hacerse con trampas y cebos envenenados. Entre los enemigos naturales de las tuzas se encuentran las víboras, comadrejas, mapaches, teiones y covotes (Menéndez, 2006).

1.1.8. Trabajos realizados en otros países

En Zambia en cultivos experimentales de *Acrocarpus fraxinifolius* de 2 a 4 años de edad, se comprobó un crecimiento vertical anual, de 1.3 a 3.0 m y en un cultivo de 23 años, la altura media observada fue de 26mts. En condiciones ambientales favorables se puede contar con incrementos en volumen de 10 m3/ha por año (Guzman, 2000).El crecimiento es rápido, observándose un

desarrollo vertical, en mejores lugares, de hasta 8.5 m en los primeros 12 meses, con crecimiento normal de en los 5y 7 metros al año de sembrado pude alcanzar un promedio de 12.75 m de altura y 11.05cm de DAP (diámetro altura al pecho con un rendimiento de 47.5 m^3 /ha/año (SEPATRO,2006)

Acrocarpus fraxinifolius. establecida en Soconusco. Chiapas. a los tres y medio años media de 9 a 13,30 m y de 17 a 22.2 cm de DAP. Por lo tanto, ofrece buen potencial de crecimiento en las condiciones edáficas y climáticas de la región (Reyes 2005). En México y Guatemala. A. Fraxinifolius está difundido debido a las características impresionantes que posee, han tenido buenos resultados en su desarrollo usando distancias de siembra de 3 x 3, y de 4 x 4 m en las plantaciones con fertilización química (Menagro. 2006). También han practicado distancias de 7 x 7 y 8 x 8 m, pero en arreglos agroforestales para generar sombra, en cultivos como café, cacao, entre otros (Sepatro. 2006).

1.2.Mejoramiento Genético

El mejoramiento genético forestal se define como la identificación y desarrollo de poblaciones genéticamente superiores de especies forestales y el uso de estas poblaciones como fuente de semilla (u otro material de propagación) para establecer plantaciones mejoradas (Cornelius y Mesén 1991).

En términos generales, el mejoramiento genético forestal es una herramienta de la silvicultura que estudia el tipo y constitución genética de los árboles

utilizados en las operaciones forestales. Estudia como varían los árboles y cómo se utiliza esta variación para mejorar la productividad (Zobel y Talbert 1988).

1.2.1. Mejoramiento genético forestal

El mejoramiento genético forestal en la forma general como lo conocemos en la actualidad es relativamente reciente, ya que sólo se inició a mediados de la década del cincuenta, con los trabajos de Syrach Larsen (1956). Actualmente el mejoramiento genético constituye una parte operacional de todos los programas de manejo intensivo en el mundo y continuará siendo importante en la industria forestal en el futuro, integrando las herramientas biotecnológicas de reciente descubrimiento a la mejora tradicional vía pruebas genéticas en terreno.

Según Zobel y Talbert (1986), comúnmente se confunden en uno solo los términos genética forestal y mejoramiento genético forestal. El primero comprende todos aquellos estudios que se limitan a la naturaleza genética de los individuos. En cambio, el mejoramiento genético se refiere al control del origen del material en aquellas actividades que tienen como finalidad aumentar la cantidad y calidad de los productos. Es decir, la mejora genética implica el control de las fuentes parentales (origen) para incrementar los rendimientos en el manejo de organismos vegetales o animales.

1.2.2. Métodos de selección

Como ya se mencionó el desafío que enfrenta el mejoramiento genético es escoger los árboles que poseen el mayor valor genético para que actúen como progenitores en la siguiente generación. En un comienzo (primera

generación de mejora) se parte de poblaciones naturales o razas locales seleccionando los árboles fenotípicamente superiores, ya que no existe información adicional de los individuos. A medida que se avanza en los programas y se instalan pruebas genéticas se dispone de mayor cantidad de información para una selección más eficiente (Zobel y Talbert, 1986). El problema de la selección es cómo utilizar la información disponible para efectuar la mejor elección, es decir, la que maximice la diferencia entre el promedio del grupo seleccionado respecto al promedio de la población total.

1.2.3. Selección Masal

Se basa en las características fenotípicas del individuo, o dicho de otro modo, en base a su apariencia externa. No considera información adicional de los parientes, ya que se desconocen sus relaciones de parentesco con los árboles vecinos en el rodal. Para aplicarla se miden todos los individuos para las características de interés y se escogen los que posean un mayor valor. Se debe utilizar sólo en la primera generación de mejoramiento, cuando no hay posibilidad de obtener datos adicionales de un individuo. Se obtienen buenos resultados para variables de alta heredabilidad. La selección masal no debe ser utilizada en programas de generación avanzada ya que conlleva una pérdida de eficiencia (Santiago, 2002). Este método es apropiado cuando no se tiene información de los padres o parientes de los árboles seleccionados, es decir, cuando la selección se realiza desde bosques o plantaciones no mejoradas. Sin embargo, para generaciones más avanzadas existen otras metodologías más eficientes de selección que analizan toda la información existente en los individuos.

1.2.3.1. Trabajos hechos sobre Selección Masal

Perez (2001), afirma que México es considerado el lugar donde se encuentra la mayor diversidad genética del maíz (*Zea mays* L.). Sin embargo, el aprovechamiento de esa diversidad se ha limitado al desarrollo de variedades e híbridos de germoplasma proveniente de razas adaptadas a cada región agrícola por lo que la adaptación de germoplasma se presenta como una opción para ampliar la variabilidad genética en los programas de mejoramiento genético. La selección masal visual (SMV), utilizando el aspecto de planta y mazorca como criterio de selección, es una estrategia en los programas de mejoramiento para adaptar germoplasma exótico. Considerando el valor potencial que ofrece el germoplasma exótico, a partir del año 1989 se sometieron tres razas de maíz de clima subtropical y siete del trópico de México a selección masal visual (SMV) para adaptación en Montecillo, estado de México, donde prevalecen condiciones de clima templado. Durante el ciclo primavera-verano de 1998 en Montecillo y Tecámac fueron evaluadas la variedad original de cada raza, ocho o nueve ciclos de SMV obtenidos de cada raza y cinco variedades locales, en un diseño de bloques completos al azar con cuatro repeticiones. En general, el último ciclo de selección de las razas superó en rendimiento a las variedades locales, lo cual sugiere que SMV fue un método efectivo en la adaptación de germoplasma. El avance genético promedio por ciclo de selección para rendimiento de mazorca por planta fue de 24,6 % en Pepitilla, 18,2 % en Olotillo, 12,5 % en Nal-Tel, 10,2 % en Tabloncillo, 9,1 % en Tepecintle, 6,6 % en Tuxpeño, 5,6 % en Comiteco, 4.5 en Zapalote Chico, 3.7 % en Vandeño y 2.5 % en Celaya.

La selección masal y sus modificaciones son esquemas que se han empleado en Colombia para obtener variedades mejoradas de maíz. En los comienzos del mejoramiento poblacional del maíz en Colombia, el programa estaba orientado a la obtención de variedades mejoradas, observando y seleccionando las mejores variedades criollas, nacionales y extranieras. Paulatinamente se inició la obtención de variedades sintéticas y cruzamientos intervarietales. De allí se establecieron tres subproyectos: variedades para observación, variedades especiales (en selección masal) y variedades para autofecundar. (División de investigaciones Agropecuarias. DIA, 1961).

Gardner (1961). realizó en su estudio modificaciones a la selección masal como la estratificación del lote de selección en el momento de la cosecha. Esto con el fin de eliminar o reducir los efectos del ambiente sobre los fenotipos seleccionados, pudiéndose en esta forma explotar más la varianza genotípica, al contener cada estrato o subparcela una variación mucho menor que la existente en todo el lote.

1.3. Propagación Vegetativa

Hartmann (1992). manifiesta que propagación vegetativa o asexual se utiliza para producir una planta que posea el mismo genotipo que la planta madre (planta donadora) y esto es posible porque todas las células de una planta poseen la información necesaria v/o suficiente para reproducir la planta entera. Esta técnica comprende desde procedimientos sencillos, conocidos de tiempos inmemoriales por los campesino de todo el mundo, hasta procedimientos tecnológicamente muy

avanzados basados en la tecnología de cultivos de tejidos vegetales, mediante los cuales se puede lograr la propagación masiva, genéticamente homogéneas, mejoradas y libres de parásitos. Carrera (1977), asegura que la propagación vegetativa se produce por la división mitótica de las células, en consecuencia se reproduce toda la información del progenitor. Propagación vegetativa es la obtención de nuevos individuos a partir partes vegetativas bien diferenciadas, debido a la capacidad de regeneración que posean estas partes (rama fuste, etc.) cuando se colocan en condiciones Favorables (Quijada, 1980) (Acosta ,1959).

Flores (1986), comenta que la propagación de árboles forestales por estaca permite el fomento de clones o grupos de plantas que se obtuvieron de una planta de origen seminal. Así mismo, elimina la diferencia de constitución genética entre árboles.

De Vastev (1992), Cita que los factores que afectan la multiplicación de estacas en especies forestales pueden ser: genética, fisiológicos y externos. Por otro lado entre los factores más importantes, según Hartman y Kester (1983) son: selección del material para las estacas y condiciones ambientales durante el enraizamiento.

Una de las características más significativas de la clonación se refiere a como todos los descendientes del clon tienen el mismo genotipo básico, la población tiende a ser fenotípicamente muy uniforme. Por lo general, toda la progenie de un clon tiene el mismo aspecto, tamaño, época de floración, época de maduración, haciendo con ello posible la estandarización de la producción y otros usos del cultivar (Hartmann y Kester, 1990).

La propagación vegetativa se ha convertido en una de las herramientas principales del mejorador forestal. Tradicionalmente ha sido utilizado en silvicultura para la multiplicación de individuos sobresalientes y su inclusión en huertos semilleros clonales, aunque en las últimas décadas se ha extendido su aplicación hacia la conservación de genotipos valiosos en bancos clonales y para el establecimiento de plantaciones operacionales (Mesén, 2003).

1.3.1. Importancia de la Propagación Vegetativa

La importancia de la propagación vegetativa es fundamental para el establecimiento de huertos semilleros clónales, en donde se creará bancos de germoplasma a gran escala para la producción de plantas con mejoramiento genético (Quijada, 1980). Este tipo de reproducción en el campo forestal se usa para multiplicar árboles seleccionados con base a características deseables que se quieren perpetuar como: velocidad de crecimiento, rectitud del fuste, resistencia a plagas y enfermedades, es decir, permite conservar genotipos valiosos (Carrera, 1977).

Mesen (2008), destaca que la propagación vegetativa es importante porque permite la mayor productividad y mejor calidad del producto, mayor ganancia genética, al capturar tanto los componentes aditivos como no aditivos de la variación genética total, mayor homogeneidad en plantaciones, mayor facilidad de manejo, posibilidad de replicar individuos con combinaciones genéticas únicas, lo cual no es posible mediante el uso de semillas, posibilidad de iniciar la propagación mucho antes de que el árbol alcance su edad reproductiva, es

una herramienta valiosa para la conservación de genotipos en peligro de extinción.

1.3.2. Propagación vegetativa a través de estacas

Se entiende por estaca como cualquier porción vegetativa que es extraída de una planta (Dirr y Heuser, 1987). Estaca es cualquier porción de una planta (raíz, tallo y hoja) que es separada de ésta y que es inducida para que forme raíces (Wells, 1979). La propagación por estacas consiste en cortar brotes, ramas o raíces de una planta lo cual se colocan en una cámara enraizadora, con el fin de lograr la emisión de raíces y brotación en la parte aérea, hasta obtener una nueva planta. Según Ramos, 2004, se define a la estaca como una porción de la planta susceptible de adquirir una autonomía fisiológica, si ésta se instala en un medio favorable, condiciones ambientales convenientes y protegida de la desecación.

En la propagación vegetativa a través de estacas, se corta de la planta madre una porción de tallo, raíz u hoja, después de lo cual esa porción se coloca en condiciones ambientales favorables y se induce a que forme raíces y tallos, obteniéndose con ello una planta nueva que en la mayoría de los casos es idéntica a la planta madre (Hartmann y Kester, 1988). Las estacas se dividen en tres grandes grupos, atendiendo a su origen: estacas de raíz, de tallo y de hojas. El método de propagación a través de estacas de tallo es el más importante ; (Hartmann y Kester, 1980).La propagación vegetativa a través de estacas de tallo es el medio más importante y más utilizado en el mundo, en la propagación de árboles de interés forestal y arbustos ornamentales, tanto de

especies caducas como de hoja ancha y siempre verdes de hoja angosta (coníferas). Las estacas se usan, también, extensamente en la propagación comercial en invernadero de muchos cultivos florales y su empleo es común en la propagación de diversas especies frutales (Hartmann y Kester, 1980). Según Wells (1979), este método de propagación es uno de los más utilizados a nivel práctico y posee una gran importancia económica.

Algunos factores pueden influenciar la propagación por estacas, entre ellas la posición de la estaca en la rama, por el grado de lignificación, cantidad de reservas y diferenciación de los tejidos, el tipo de sustrato, por sus características químicas y físicas, el genotipo, las condiciones fisiológicas de la planta madre y las condiciones ambientales, además que los resultados pueden ser mejorados con un tratamiento previo de las estacas con productos químicos, como los reguladores de crecimiento (Hartmann , 2002).

En la propagación vegetativa el porcentaje de enraizamiento es la variable respuesta de mayor interés, por lo cual se hace énfasis en este aspecto para seleccionar los mejores tratamientos obtenidos con cualquier especie de interés. En orden de importancia le sigue el número de raíces por estaca enraizada y la velocidad a la cual las raíces emergen y se desarrollan. Es deseable que las estacas tengan muchas raíces, pero tres raíces bien ramificadas y distribuidas alrededor de las estacas son suficientes (Leakey, 1985).

1.3.3. Reguladores de Crecimiento

La formación de la raíz es controlada por la interacción de varios reguladores del crecimiento, tales como las auxinas, giberelinas, citoquininas y otras sustancias de ocurrencia natural como es el etileno (Guevara, 1977); (Weaver, 1976). Algunos compuestos fenólicos sintetizados en las hojas. tales como catecol, pirogaloi, ácido cafeico y ácido clorogénico, interactúan con las auxinas para inducir la iniciación de las raíces.

Vastev (1962). Opina que las diferencias de enraizamiento se deben a una distribución desigual de la auxina y de las reservas nutritivas en las diferentes partes del árbol.

El tratamiento con reguladores de crecimiento se traduce generalmente en el aumento de la velocidad y del porcentaje de enraizamiento de las especies capaces de enraizar sin la ayuda de productos químicos Pero, no siempre los tratamientos con reguladores de crecimiento han rebelado superioridad a los tratamientos sin hormona. Aunque los reguladores de crecimiento pueden mejorar en ciertas especies el proceso de enraizamiento, la formación de raíces puede estar más relacionada a ciertos factores inherentes dé las especies.El regulador de crecimiento tendrá influencia sobre el enraizado según sea la consistencia de la estaca y la especie. En muchos casos, las estacas herbáceas responden bien v sólo requieren dosis baias. las semileñosas requieren dosis medias, y las leñosas responden con dificultad al tratamiento, exigiendo dosis más elevadas (Primo y Cuñat, 1968), aunque no siempre se da esta relación. Hav leñosas qué enraízan bien sin hormona v hav suculentas que requieren dosis altas.

Hartmann y Kester (1983), mencionado por Mesén (1998) indican que el propósito de tratar las estacas con reguladores de crecimiento es aumentar el porcentaje de enraizamiento, reducir el tiempo de iniciación de raíces y mejorar la calidad del sistema radical formado.

Los reguladores vegetales son compuestos orgánicos distintos de los nutrientes que en pequeñas cantidades estimulan, inhiben o modifican de cualquier otro modo cualquier proceso fisiológico de las plantas y la más importante es la auxina. Además, refiere que las máximas concentraciones de auxinas se encuentran en los ápices de crecimiento, es decir, en las yemas y en los ápices en crecimiento de las hojas y raíces, también distribuidos ampliamente por la planta en las regiones meristemáticas. (Delvin, 1980).

El desarrollo vegetal está influenciado, entre otros factores, por diversas sustancias de síntesis natural, conocidas como hormonas, y otras sintéticas denominadas reguladores de crecimiento. Para distinguir entre hormonas vegetales y reguladoras del crecimiento, se puede decir que, todas las hormonas regulan el crecimiento, pero que no todos los reguladores del crecimiento son hormonas. De las fitohormonas (etileno, giberelinas, citoquininas, auxinas e inhibidores del crecimiento, como el ácido abcísico), las auxinas son los que tienen el mayor efecto sobre la formación de raíces (Hartmann y Kester, 1988).

1.3.4 Tratamiento de las estacas con reguladores de crecimiento

La aplicación de reguladores de crecimiento para el enraizamiento se torna necesaria cuando el balance citocinina/auxina se encuentra muy alto. Por lo tanto es necesario que haya un balance adecuado, especialmente auxinas, giberilinas y citocininas, o sea, un equilibrio entre promotores e inhibidores del proceso de iniciación radicular. La manera más común de promover ese equilibrio es a través de la aplicación exógeno de reguladores de crecimiento sintéticos, como AIA (ácido indolacético), AIB (ácido indolbutírico), o ANA (ácido naftalenacético), que pueden elevar el contenido de auxina en el tejido y proporcionar mayor porcentaje, velocidad, calidad y uniformidad de enraizamiento (Torres, 2004).

Con respecto a las auxinas, ha sido bien documentado el efecto que tienen las mismas en promover el desarrollo de raíces adventicias en la base de la estaca, por medio de la capacidad de promover la iniciación de primordios radicales y de transportar carbohidratos y co-factores a la base de la estaca (Núñez, 1997).

La acción auxínica parece ser muy particular y se ejercería fundamentalmente en dos etapas: en la primera, el efecto es de estimulación del crecimiento, pero la duración del efecto estimulante se acorta progresivamente con el aumento de la concentración. Ello termina por provocar una inhibición que es la que caracteriza la segunda etapa. El agente responsable sería el etileno, cuya síntesis es estimulada cuando la concentración de la auxina aumenta (Mansilla, 2004).

El ácido indolbutírico (AIB) se utiliza para causar la formación de raíces aun más a menudo que el ácido naftalenacetico (ANA) o cualquier otra auxina (Salisbury Y Ross, 2000). Tiene una actividad auxínica débil y los sistemas de enzimas destructores de auxinas, la destruyen en forma relativamente lenta (Weaver, 1976). Esta AIB tiene la ventaja de que no es tóxica en un amplio rango de concentraciones, no es degradado fácilmente por la luz o microorganismos y al ser insoluble en agua, permanece por más tiempo en el sitio de aplicación donde puede ejercer un mayor efecto (Mesén, 1998).

Las auxinas pueden ser aplicadas de varias formas, pero en general, los métodos más utilizados son la aplicación en mezclas con talco neutro, la inmersión rápida en soluciones concentradas, remojo en soluciones acuosas diluidas y, exclusivamente para fines experimentales, la aplicación con microjeringas (Mesén, 1998).

La técnica de inmersión rápida consiste en introducir la base de la estaca en una solución concentrada de la auxina por pocos segundos e insertar inmediatamente la estaca en el medio de propagación (Mesén, 1998). El método de tratamiento con solución concentrada tiene varias ventajas respecto a otros; elimina la necesidad de disponer de equipos para remojar las estacas y después volverlas a maneiar para insertarlas en el medio de enraizamiento. Además, es muy probable que se obtengan resultados más uniformes debido a que las condiciones circundantes no influyen tanto en la absorción de la sustancia por las estacas como en los otros dos métodos (Hartmann y Kester 1988).

1.3.5. Factores que condicionan el enraizamiento de estacas

1.3.5.1. Edad de la planta madre (factor de Juvenilidad)

Las estacas obtenidas de plantas jóvenes o de sectores más juveniles tienen mayor capacidad para formar raíces (Dirr y Heuser, 1987); (Botti, 1999). Cualquier tratamiento previo que logre rejuvenecer a la planta o mantener la fase juvenil (podas drásticas, aplicaciones de giberelinas, injertos) será efectivo para favorecer el enraizamiento de las estacas. Es posible que con la edad se acumulen inhibidores del enraizamiento. como por ejemplo algunos tipos de fenoles, o bien disminuyan otros fenoles que favorecen el proceso (Botti, 1999).

1.3.5.2. Sección de la planta madre para la obtención de estacas

Este efecto es de suma importancia. las diferencias de enraizado según la posición de la estaca en el árbol, puede deberse a una distribución desigual de hormonas vegetales y de reservas nutritivas en las diferentes partes de la planta (Santelices. 1998). El mejor enraizamiento de los extremos de las ramas y tallos (yema terminal) puede ser explicado por la posibilidad de contengan mayores concentraciones de sustancias endógenas promotoras del enraizamiento. También en las estacas terminales existe menos diferenciación, habiendo más células que pueden Volverse meristemáticas (Hartmann y Kester, 1983).

Es necesario destacar que pueden existir diferencias en el enraizamiento y crecimiento entre las estacas obtenidas de los tallos y otras obtenidas de ramas, en la misma planta madre (Macdonald, 1986); (Dirr y Heuser, 1987);

(Hartmann y Kester, 1988). En ciertas especies las estacas tomadas de ramas laterales con frecuencia tienen un porcentaje de enraizamiento mayor que aquellas tomadas de ramas terminales fuertes y vigorosas. Sin embargo, en ciertas especies las plantas propagadas por estacas tomadas de ramas laterales pueden tener un hábito de crecimiento indeseable, denominado topófisis (Dirr y Heuser, 1987); (Hartmann y Kester, 1988).

La topófisis consiste en un cambio o variación de fases de diferentes partes de la planta y cuyos meristemas perpetúan esas fases en su descendencia vegetativa (Macdonald, 1986); (Hartmann Y Kester, 1988). En la práctica la topófisis se manifiesta en que una estaca tomada del tallo (ortotrópico) de una planta madre tendrá el mismo hábito de crecimiento vertical. En cambio, una estaca extraída de una rama de hábito plageotrópico se desarrollará y crecerá horizontalmente, o sea perpetuará el habito plageotrópico (Macdonald, 1986); (Dirr y Heuser, 1987); (Hartmann y Kester, 1988).

1.3.5.3. Factor de Juvenilidad de la Estaca

El uso de material juvenil para la propagación vegetativa ha demostrado ser el más eficiente en numerosos estudios realizados por el Catie (Leakey 1990); (Díaz, 1991); (Mesen, 1998). Según Wells (1979), este método de propagación es el más utilizado a nivel práctico y posee una gran importancia económica.

Hartmann y Kester (1988), dicen que casi siempre las estacas tomadas de plántulas jóvenes (crecimiento juvenil), enraízan con mayor facilidad que

aquellas tomadas de plántulas adultas. Esto se explica por el incremento en la producción de inhibidores de las raíces a medida que la planta aumenta de edad.

Pinedo (1993). afirma que se demostraron que existía una asociación directa y cuantitativa en la disminución del enraizamiento y la producción de un inhibidor de las raíces que se encontraba en los tejidos de las estacas. En los tallos de plántulas jóvenes no se encontraba el inhibidor e igualmente estaba ausente en el tejido adulto del tallo de *Eucalyptus deglupta*, especie que enraíza con facilidad.

1.3.5.4. Superficie foliar de la estaca

El efecto que tiene el área foliar sobre la capacidad de enraizamiento. se encuentra relacionado con la producción de carbohidratos derivados de la fotosíntesis (Núñez, 1997), producción de promotores auxínicos, auxinas sinergistas (co-factores) o de nutrientes. Los promotores pueden. ser transportados a la zona de enraizamiento en la base de la estaca, puesto que las hojas maduras exportan principalmente en una dirección basipétala (Wilson. 1994 Citado Por Núñez. 1997).

Es importante mantener un potencial hídrico relativamente alto en las hojas y así, disminuir la actividad oxidasa en la fotosíntesis (producción de peróxido de hidrógeno, que es tóxico para las plantas) e incrementar la actividad de las auxinas producidas naturalmente (Loach. 1977 Citado Por Gutiérrez, 2003). Si se retiene la hoja en una estaca, la fotosíntesis puede continuar, pero el costo de fotosintetizar es transpirar. La respuesta de la

planta es el cierre de estomas, limitando la adquisición de CO_2, para realizar la fotosíntesis (Gutiérrez, 2003).

Braudeau (1981). menciona que una estaca juvenil sin hojas no puede arraigar. Una estaca que pierde sus hojas en el transcurso del arraigue está igualmente condenada, pues aunque esté empezando a echar raíces, no podrá desarrollarse. Es necesario una superficie foliar mínima para asegurar la fotosíntesis precisada para satisfacer las necesidades correspondientes al desarrollo del sistema radical y a la vida de la estaca.

Mesén (1998). indica que la estaquita juvenil debe conservar parte de la hoja, por ser esta fuente de asimilados, auxinas y otras sustancias, vitales para el enraizamiento. Sin embargo la hoja proporciona también una amplia superficie para la pérdida de agua por transpiración. Por estas razones las hojas deben recortarse a un tamaño tal que se logre el mejor balance entre las desventajas de la transpiración y la ventaja de la fotosíntesis.

1.3.5.5. Efecto de la Luz

La irradiancia. el fotoperíodo y la calidad de luz. cuyas necesidades son variables según la especie, deben ser adecuadas para mantener una tasa fotosintética que garantice suficiente producción de carbohidratos para la sobrevivencia de las estacas y la iniciación radicular sin comprometer el vigor vegetativo de las estacas, las cuales son variables con las especies (Torres, 2003). Entretanto se debe evitar que las estacas sean expuestas a incidencia directa de los ravos solares. a fin de evitar la quema de los tejidos más tiernos (Ikemori, 1975); (Torres, 2003).

Un incremento en la irradiación ha sido asociado con una reducción en el potencial osmótico producto de una alta acumulación de solutos y la consecuente pérdida de agua, causando la reducción en el enraizamiento de las estacas. A su vez, un aumento en la irradiación eleva la presión de vapor en la hoja, reduce la presión de vapor en el aire y causa un incremento en la perdida de agua por las estacas (Loach, 1988 citado por Nuñez, 1997). El enraizamiento de las estacas con radiación solar por debajo del nivel óptimo está limitado por la carencia de carbohidratos y suministro de auxinas a la base de la estaca. Por encima del óptimo, es posible que exista demasiada concentración de carbohidratos, fotodestrucción de las auxinas, cambios en las relaciones de agua y concentración de sustancias promotoras o inhibidoras del crecimiento (Hartmann y Kester, 1987).

En todos los tipos de crecimiento y desarrollo de las plantas, la luz es de importancia primordial como fuente de energía para la fotosíntesis. En el enraizamiento de estacas, los productos de la fotosíntesis son importantes para la iniciación y crecimiento de las raíces. Los efectos pueden deberse a la intensidad (radiancia), al fotoperíodo (longitud del día) y a la calidad de luz. Estos efectos pueden ser ejercidos en las estacas mismas durante el proceso de enraizamiento (Dirr y Heuser, 1987; Hartmann y Kester, 1988). La duración y la intensidad de la luz son factores que deben ser considerados, ya que son fundamentales en la producción de hormonas o auxinas y en la fotosíntesis, básicamente en la formación de carbohidratos, y por lo tanto necesaria para la iniciación, formación de raíces y yemas en las estacas (Hartmann y Kester, 1980; Macdonald, 1986).

Braudeau (1981), menciona que en la práctica, se cumplen las condiciones óptimas cuando las camas de enraizado están colocados bajo una sombra que deje pasar 75% de luz (malla rasell). Para el buen éxito es necesario que el grado de fotosíntesis exceda ligeramente al grado de respiración, pues de lo contrario sobreviene la muerte de las estacas por carencia de carbohidratos.

1.3.5.6. Efecto de la Temperatura Ambiental y Temperatura del sustrato

Las temperaturas del aire en excesivo elevadas tienden a estimular el desarrollo de las yemas con anticipación al desarrollo de las raíces y aumentar la pérdida de agua por las hojas (Hartmann y Kester, 1987). Un hecho indeseable para la propagación, ocurre también con el aumento de la transpiración, provocando necrosamiento (Fachinelo, 1986 citado por Torres, 2003). El aumento de la respiración en los tejidos, provoca un agotamiento de las reservas nutricionales, con bajas temperaturas reducen el proceso fotosintético (Carrera, 1977 citado por Torres, 2003). La disminución en el metabolismo de las estacas, con lleva a un mayor tiempo para el enraizamiento o, incluso aun, no proporcionando condiciones adecuadas para que ocurra, desarrollo y crecimiento radicular (Torres, 2003). Debido a que las temperaturas dependen del nivel de irradiación, el uso de sombra es una medida efectiva para prevenir un aumento en la temperatura del sustrato de enraizamiento y del aire que rodea las estacas (Leakey y Mesen, 1991 citados por Nuñez, 1997).

La temperatura ambiental óptima para el enraizamiento varía según la especie (Hartmann y Kester, 1988); (Botti 1999), señala que la mayoría de

las especies requieren rangos diurnos de 20 a 27 °C. En cambio, (Hartmann y Kester ,1980) restringen el rango de 21 a 27 °C. La temperatura nocturna ideal debe estar alrededor de los 15 °C (Hartmann y Kester, 1980).

Muchas especies logran mayores porcentajes de enraizamiento y en menor tiempo cuando la temperatura del sustrato se mantiene entre 25 y 28 °C en los primeros 15 a 20 días, para luego disminuirla a entre 18 y 20 °C. Esta condición puede llegar a ser decisiva en el proceso de enraizamiento para algunas especies vegetales (BOTTI, 1999). Pero no siempre existen los medios económicos para poder implementar camas calientes. (Evanz. 1962) citado por Enríquez (1985), menciona que la temperatura del aire debe mantenerse entre 27 °C y 29 °C y no pasar de 30 °C.

1.3.5.7. Humedad Relativa

En la atmósfera seca, hay un aumento en la evapotranspiración y las estacas pueden desecarse. Se precisa entonces una humedad relativa del aire alta en los comienzos del enraizado para reducir la evapotranspiración y evitar el marchitamiento de los propágulos (Díaz, 1991 citado por Nuñez, 1997). Las hojas son en extremo sensible a cualquier pérdida de agua por evaporación, perdida que no puede ser compensada con una absorción de agua por la parte baja de la estaca aunque está este sumergida en el agua: los vasos conductores están, en efecto, parcialmente bloqueados por los mucílagos y los productos de oxidación que se forman en la superficie de corte (Braudeau. 1981).

La perdida de agua es una de las principales causas de muerte de estacas antes de la formación de raíces, pues para que haya división celular, es necesario que las células del tejido de la estaca deban estar turgentes. Por tanto, el potencial de pérdida de agua en una estaca es muy grande, sea a través de las hojas o de las brotaciones en desarrollo, considerando que las raíces aun no están formadas. Eso se ve agravado cuando se trabajaron especies que exigen largo tiempo para formar raíces y que son utilizadas estacas con hojas y/o consistencia herbácea (Norberto, 1999 citado por Torres. 2003).

La humedad alrededor de las estacas tienen influencia en el estatus hídrico; la mayoría de los sistemas de propagación tienden a mantener un alto grado de saturación en la atmósfera a través del uso de coberturas de polietileno o a través del suministro de agua en minúsculas gotas. o aún. a través de la combinación de ambos métodos (Torres, 2003). El efecto más inmediato que se atribuye al déficit hídrico sobre la capacidad para enraizar. es el cierre estomático. Esto afecta la ganancia de carbohidratos por medio de la fotosíntesis, al reducir la difusión de dióxido de carbono a los cloroplastos. A su vez, relaciona el cierre estomático causado por deficiencia de agua. con el aumento en el contenido del ABA (acido abcísico), el cual ha sido considerado un inhibidor del enraizamiento (Loach, 1988 citado por Nuñez, 1997).

Es de gran importancia que las condiciones ambientales de temperatura y humedad en el sector de propagación puedan ser controladas, manteniéndolas dentro de los rangos adecuados, la humedad debe

mantenerse alta; entre 70 y 80% aproximadamente para evitar la deshidratación del material vegetal (Botti, 1999). Para ello es indispensable el empleo de boquillas con riego fino o incluso un equipo que entregue niebla fina (nebulizado) cada vez que la humedad ambiental disminuya en el invernadero, de esta forma se mantiene la humedad adecuada del sustrato y se humedecen las hojas de las estacas, reduciendo a la vez la temperatura del medio y la transpiración de las estacas, la humedad relativa debe ser muy alta cercana al 100% para reducir la transpiración y asegurar el máximo turgor de las células de la hoja. (Dirr y Heuser, 1987); (Hartmann y Kester, 1988); (Botti, 1999).

1.3.5.8. Medio de Enraizamiento (Sustrato).

El factor más importante asociado con el medio de enraizamiento es la aireación (Gutiérrez, 2003). Según (HAISSIG, 1986 citado por NUÑEZ, 1997), la relación entre aire y agua en el medio de enraizamiento juega un papel importante en el éxito de la macropropagación, al influir en la disponibilidad de oxigeno que pueda haber en la base de la estaca, donde las raíces son formadas. Una atmósfera de suelo saturada, particularmente cuando carece de oxigeno, permite mucha pudriciones; un riego deficiente, y una concentración de oxigeno en el suelo muy alta conduce a la formación de callo en la base de la estaca y, en general, el crecimiento radical lento. Por todo esto, es importante la selección de los medios de enraizamiento (EVANS, 1951 citado por LEAL *et al.*, 1994).

Pereira (2003), mencionan que el tamaño de las partículas también interfiere en el enraizamiento de las estacas; trabajando con sustratos de

perlitas de diferentes granulometrías obtuvieron resultados significativamente superiores con mayor granulometría. Tal hecho está asociado con la mayor capacidad de retención de agua por la perlita de granulometría fina en detrimento de la aeración. En un estudio realizado en *Crytomeria japonica*, el número de raíces por estacas estuvo inversamente relacionado con el contenido volumétrico de agua en el medio, sugiriendo que el exceso de agua actúa como barrera para la difusión del oxigeno (Loach, 1986 Citado Por Nuñez, 1997).

El sustrato de propagación debe cumplir tres funciones muy importante para el éxito del proceso: sujetar las estacas, mantener la humedad y permitir el intercambio de gases (Hartmann y Kester, 1988); (Botti, 1999). Por lo tanto, cualquier material o mezcla de materiales que se utilice debe permitir una buena retención de agua (sin acumularla excesivamente) y una aireación que permita un contenido de oxígeno adecuado para la respiración de los tejidos sometidos a la producción de nuevas raíces (Botti, 1999). También debe poseer un buen drenaje y estar libre de microorganismos. Además, debe contener un escaso contenido de materia orgánica (Sandoval, 1997), con una densidad aparente baja, para facilitar su mezcla, manipulación, traslado y transplante (James, 1986). El sustrato tiene un efecto importante en el éxito del enraizamiento y debe ser considerado como parte integral de cualquier sistema de propagación. Un buen sustrato combina una buena aireación con alta capacidad de retención de agua, buen drenaje y libre de agentes contaminantes.

Mesén (1998), menciona que estudios realizados en el CATIE, han empleado sustratos fáciles de conseguir, generalmente grava fina, arena, aserrín descompuesto y mezclas de estos materiales. La arena fina en general ha dado buenos resultados con la mayoría de las especies.

Longman (1993) citado por Mesén (1998), indica que no se debe aplicar fertilizantes al sustrato ya que la iniciación de las raíces es un proceso interno, controlado hormonalmente, que no es afectado por el nivel nutricional del sustrato; además el uso de fertilizantes puede estimular el crecimiento de algas y musgos en la superficie del medio. Un sustrato de enraizamiento ideal, proporciona suficiente porosidad para permitir buena aireación, una alta capacidad de retención de agua y además un buen drenaje (Hartmann y Kester 1983). La perlita agrícola es el sustrato de enraizamiento más usado, ya que posee excelentes características como capacidad de retener agua, buena aireación y esterilidad. Otros sustratos probados son turba, vermiculita o mezcla de los mismos y pueden utilizarse si cumplen de manera satisfactoria el enraizamiento

El sustrato de enraizamiento se selecciona por sus cualidades físicas y sanitarias, corrigiendo el pH si es necesario. La perlita se utiliza ampliamente para estacas foliosas, en especial bajo niebla debido a sus buenas propiedades de drenaje, está se puede utilizar sola y también como mezcla con otros sustratos (Hartmann y Kester 1995). Los mejores resultados obtenidos en la propagación de olivos, se presentaron utilizando solamente perlita y la mezcla entre vermiculita y perlita, como medios de enraizamiento . Según Loach (1985), la mezcla ideal de sustratos no existe,

ya que este va a estar determinado por el tipo de estaca, época del año, condiciones climáticas, características del sistema de propagación, entre otros aspectos.

1.3.5.9. Sistemas de Propagación (Cámara de subirrigacion)

Según Jinks (1995). las funciones de propagación son: las de mantener una atmósfera de baja evaporación y minimizar la pérdida de agua en las estacas, sin llegar a afectar la aireación del medio de enraizamiento; asegurar temperaturas adecuadas para la formación de raíces en la base de las estacas; y proveer niveles de luz para la fotosíntesis.

El uso de sombra en los sistemas de propagación tiende a reducir la temperatura en las hojas así como la presión de vapor dentro de estas. Con la llegada de los sistemas de propagación mediante nebulización por aspersión, el efecto del enfriamiento del vapor permitió una reducción en el uso de la sombra; además, redujo el gradiente de presión de vapor foliar al incrementar la humedad (Loach. 1977).

En muchos países tropicales. el elevado capital y los costos en el mantenimiento de los sistemas de nebulización y de otros sistemas de propagación, los hacen inapropiados excepto para proyectos a gran escala comercial; es por ello que surgió la idea de crear un sistema más simple y económico capaz de funcionar en condiciones de ausencia de electricidad y de agua de cañería, el cual es el propagador de polietileno (Leakey et al., 1990), también llamado el propagador de sub-irrigación (MESÉN *et al.*, 1992).

La efectividad del propagador de subirrigación parece radicar en su capacidad de minimizar el estrés hídrico, protegiendo las estacas de las fuertes variaciones ambientales externas, capaz de mantener humedades relativas arriba del 90%, al igual que lo hace el propagador de nebulización por aspersión (Newton y Jones, 1993).

Bajo condiciones tropicales, el propagador de subirrigación también mantiene las temperaturas del aire y del sustrato dentro de los rangos normales para el enraizamiento de especies forestales (20-25 °C y 18-30 °C, respectivamente) (Mesén, 1992).

1.3.5.10. Comportamiento de estaquillas

En términos generales, los resultados cuantitativos son relativamente reducidos, debido a que aun frente a las mejores condiciones de luminosidad (45%) y estaquilla de porción media, no se logró superar el 20 % de enraizamiento. No obstante, estos valores continúan siendo alentadores, comparativamente a los resultados obtenidos por Maruyama (1986), Arostegui (1989).

Después de los cuarenta días, la mayor parte de la población que logró sobrevivir mostró callosidades ($p < 0,05$ y $r= 0,92$). Del mismo modo, la presencia de callos correlacionó significativamente ($p < 0,05$) con el porcentaje de enraizamiento ($r= 0.87$), en el mismo período. Cabe destacar que el porcentaje de callosidad es máximo desde los primeros veinte días de instalación, pero en las sucesivas evaluaciones disminuye fuertemente, por lo que se puede deducir que una alta

proporción de las emisiones callosas se desprenden para dar pase a la emisión de raíces. La formación de callos muchas veces es determinante en el éxito del enraizamiento, pero no siempre la formación de callos determina el éxito de enraizamiento (Carrera, 1977).

Hasta los ochenta días, el porcentaje de brotes es poco significativo en cantidad, pero muestra un ascenso progresivo con el periodo de evaluación sobre el sustrato de arena gruesa y bajo intensidad lumínica de 45%. logrando hasta 17% de brotes. No se encontró correlación significativa alguna entre el porcentaje de brotes y el porcentaje de enraizamiento, esta indiferencia puede deberse a que los brotes solo serían el producto de pequeñas reservas endógenas del tallo. Los primeros cuarenta días son claves para el manejo de estaquillas de porción media y bajo las condiciones ambientales indicadas, debido a que en ese período se logra el máximo enraizamiento, posteriormente la población de estaquillas enraizadas se estabiliza o simplemente desciende debido a la mortalidad.

El tiempo necesario para la formación de raíces varia de dos semanas (Populus y Salix); a doce semanas (géneros de difícil enraizado). Doce semanas constituyen más o menos el máximo, porque es difícil conservar lozanas por mucho tiempo (Wright, 1964).

1.4. Resultados de propagación vegetativa en especies forestales nativas y exóticas

En el caso de la especie *Acrocarpus fraxinifolius* Wight et Arn (cedro rosado de la india), a la fecha no se encontraron estudios de su propagación por estacas, pero se han hecho estudios en otras especies trayendo buenos resultados debido a los reguladores de crecimiento. hormonas vegetales o auxinas son sustancias elaboradas por la propia planta que en pequeñas cantidades controlan el crecimiento y otras funciones vitales de la misma (Primo y Cuñat, 1968).

Flores (2010). en un experimento que desarrolló en el vivero del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), filial Ucayali, Perú, utilizó estaquillas juveniles de *Amburana cearensis* (Allemão) A. C. Smith. (Ishpingo), instaladas en cámaras de sub-irrigación. en las que realizo un diseño de bloques completos al azar con parcelas dividas, probando cinco dosis de AIB (0 ppm, 1000ppm, 2000ppm, 4000ppm y 8000ppm); y tres tipos de sustrato (arena gruesa, gravilla y arena fina).además utilizó la dosis optima (8000 ppm) y el sustrato más adecuado (arena gruesa), obtenidos en el primer ensayo, empleando un diseño de bloques completos al azar con arreglo factorial (3x2x2), probando tres niveles de estaquilla (apical. medio y basal). dos longitudes (2.5 y 4.5 cm) y dos áreas foliares (10 y 20 cm^2). Luego de 49 días, las estaquillas de ishpingo *(Amburana cearensis*), de secciones apical y media, con 4,5 cm de longitud y más de 10 cm^2 de área foliar. a los que se aplico 8000 ppm de AIB. colocados verticalmente en sustrato arena gruesa (1-2 mm), mostraron el mayor enraizamiento (90%), sobrevivencia, (90%) número de raíces promedio (2,2) y longitud promedio (20.1mm). se concluye que es posible propagar exitosamente la especie ishpingo.

empleando estaquillas obtenidas de rebrotes, en arena gruesa y 8000 ppm de AIB.

Pinedo (1993). utilizando estacas leñosas de *Amburana cearesis* "ishpingo" de 8 años de edad encontró un porcentaje de enraizamiento que no supero el 5%. En cambio, Manta y Schwizer (1985), en estacas leñosas de 2 años de edad encontraron hasta un 60% de enraizamiento.

Según Sabova (2010). en un estudio realizado en El Instituto De Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP), para propagar estacas juveniles de caoba (*Swietenia macrophylla*), se realizó un diseño de bloques completos al azar con parcelas divididas (DBCA). probando tres dosis de AIB (3000. 5000 y 8000 ppm) y cinco tipos de sustratos obtenidos de los quemadores (cilindro medio, cónico, rotatorio, tradicional y testigo); las unidades experimentales estaban comprendidas de ocho estacas juveniles. con una longitud promedio de 3.5 cm y 50 cm^2 de área foliar. Se determinó que el sustrato producido con el quemador rotatorio, presentó ser más rentable en su construcción y producción obteniendo un 80 % de rendimiento dándole al sustrato características adecuadas para la propagación y a un precio al alcance del consumidor (S/.0.17 kg/CAC). Después de 60 días el mejor sustrato para el enraizamiento, resulto ser producido por el cilindro rotatorio. con la aplicación de 8000 ppm de AIB a las estacas juveniles de caoba (*Swietenia macrophylla*) logrando hasta un 95% de enraizamiento, alcanzaron promedios superiores en el porcentaje de brote (79,2 %), número de brote (0.85) y en la longitud de brote promedio (7.78 mm). tomando como conclusión que es posible propagar exitosamente la caoba empleando este método.

Vidal (2010) Con el propósito de conocer los factores claves en la propagación vegetativa para *Simarouba amara* Aubl., especie forestal de gran valor actual y con potencial, se realizaron tres ensayos consecutivos, bajo condiciones de propagador de subirrigación; en el primer ensayo, se usó cinco concentraciones de AIB (0, 1000, 3000, 5000 y 8000 ppm), en tres sustratos (arena fina, arena gruesa y grava fina), bajo un diseño de bloques con parcelas divididas; obteniendo un enraizamiento máximo de 19.4%, con dosis de 8000 ppm y en sustrato grava fina; en el segundo ensayo, se utilizó la dosis y el sustrato más exitoso del primer ensayo, además de tres tipos de estacas (apical, media y basal), dos áreas foliares (20 y 60 cm^2) y dos longitudes de estacas (4 y 6 cm), bajo un diseño de bloques completos al azar con arreglo factorial, logrando un porcentaje de brotes de de 86 % en estacas apicales y 65 % en estacas medias; además de una sobrevivencia de 91,9 % en estacas apicales y 86.6 % en estacas medias, respectivamente; finalmente se realizó en tercer ensayo donde se utilizó los mejores resultados del primer y segundo ensayo, logrando un porcentaje de enraizamiento superior a los ensayos anteriores (63,9 %). Por lo tanto, es posible propagar vegetativamente a la especie Marupa, aplicando 8000 ppm de AIB, en estacas apicales o medias, de 6 cm de longitud, con 60 cm^2 de área foliar, instalados en cámara de subirrigación con sustrato de granulometría gruesa (1 - 4 mm).

Aponte (2009), Con el fin de Evaluar el efecto de Ácido Indol Acético, Ácido Naftalén Acético, y un tratamiento testigo (medio MS sin auxinas), en la propagación por micro estacas de *Guazuma crinita*, Mart (bolaina blanca), se cortaron segmentos nodales de plantas germinadas asépticamente en medio Murashige y Skoog (MS), las cuales fueron sembradas en medio MS

suplementadas con ácido-α-naftalenacético (ANA), o ácido indol-3-acético (AIA).Después de 60 días de cultivo, los explantes expuestos a concentraciones de AIA y ANA no mostraron diferencia significativa con respecto al tratamiento testigo, que logró un incremento promedio de 0,4025 cm de altura, 08 nudos, 2.0 raíces y 3,5 hojas. Todos los tratamientos con auxinas formaron tejido calloso, mientas que el porcentaje de sobre vivencia para los tratamientos con AIA fue de 100% para el tratamiento 01, 90% para el tratamiento 02 y 70% para el tratamiento 03, en los tratamientos con ANA fue de 100% para el tratamiento 01.100% para el tratamiento 02 y 90% para el tratamiento 03 y para el tratamiento testigo fue de 90%. Para la variable número de raíces, se concluyo que no existe diferencia significativa entre los tratamientos con auxinas y el testigo. destacándose que el tratamiento 03 con AIA. formó 6.7 raíces en promedio a los 45 días, y el tratamiento 02 con ANA formó 9.0 raíces.

Davidson (1974), trabajando con *Eucalyptus deglupta*, demostró que estacas procedentes de árboles menores de dos años enraizaron un 90% y la adición de reguladores de crecimiento tales como ácido indolacético (AIA), ácido indolbutírico (AIB) y ácido naftálácético (ANA). en concentraciones de 10-30 ppm. aumentó este resultado a un 99%. El mismo autor cita que en estacas sin tratar, la formación de raíces ocurrió entre 5 y 9 días y en estacas tratadas con los reguladores mencionados. el período se reduio a 5 días.

Para el caso de *Gmelina arborea*. Maldonado(1991) trabaió con tres sustratos (arena, grava y la mezcla arena-grava) y cinco dosis de AIB (0,0; 0,2; 0.4; 0,8; 1,6%), resultando los mejores porcentajes de enraizamiento (57%) y mayor numero de raíces (17). en arena. la cual presento un buen equilibrio entre

aireación y retención de humedad, en comparación con los otros sustratos probados; mientras que la mejor dosis fue la de 0.2%; más aun con un segundo ensayo. entre tres longitudes de estacas (4. 6 y 8 cm) y tres áreas foliares (25. 50 y 100 cm^2), se obtuvo mejores porcentajes de enraizamiento con 8cm y 50cm2, respectivamente.

Cordero y Boshier (2003). citan que en la empresa Monterrey Forestal de Colombia se evaluó el enraizamiento de estaquitas de *Bombacopsis quinata* de dos longitudes (8 y 16 cm) provenientes de la porción terminal o subterminal de la plántula. puestas a enraizar bajo un sistema de riego por nebulización con uno de los niveles de sombra (50 y 70%) las estaquitas fueron tratadas con AIB al 0.5% y colocadas en bolsas que contenían suelo franco-arenoso después de 45 días, el enraizamiento fue superior con el mayor nivel de sombra (87% vs. 63%) y las estaquitas de 16 cm de longitud mostraron un porcentaje de enraizamiento ligeramente superior (80%) que las de 8 cm (70%). Las estaquitas de la porción terminal dieron mejor resultado. pero de acuerdo con el autor. ambos tipos pueden ser utilizados. Asimismo Kane (1989), evaluó tres métodos de riego (nebulización, aspersión y goteo) tres niveles de sombra (0, 50 y 70%) dos longitudes de estaca (10 y 18 cm) y su condición (lignificadas o semilignificadas) sobre la capacidad de enraizamiento de estaquitas provenientes de rebrotes de tocones de árboles de dos años y medio de edad. Las estaquitas lignificadas y semilignificadas tenían diámetros promedio de: 1.5 y 1.1 cm respectivamente y fueron tratadas con AIB en dosis de 0,5%. En general se obtuvieron altos porcentajes de enraizamiento (aproximadamente 80%) con todas las combinaciones de tratamientos. pero los mayores porcentajes fueron obtenidos

con estaquitas lignificadas o semilignificadas de 10 cm de longitud, bajo riego por nebulización y 70% de sombra.

Gutierrez y Mesen (2004), afirma que las estacas del burío (*H. appendiculatus*), en propagadores de sub-irrigación, el mejor porcentaje de enraizamiento (33%) se obtuvo en arena y con 0,3% (P/V) de ácido indol-3-butírico (AIB) disuelto en metanol puro aplicado a la base de la estaca, bajo polietileno transparente y sombreado hasta lograr una radiación fotosintéticamente activa (RAFA) de 78 µ moles/m2/seg, en promedio y el mayor número promedio de raíces por estaca (8.5) un mes después del establecimiento. Se sugiere utilizar estacas de 30 cm de longitud.

Ramos (2004), evaluó la capacidad de enraizamiento de estacas de tallo de primer orden de *Sequoia sempervirens* (D. Don) Endl., obtenidas de plantas madres clonadas y originadas a partir de semillas de 2.5 años de edad, provenientes de California (EEUU.), simultáneamente se utilizaron dos tipos de sustratos y la aplicación de un regulador de crecimiento. El experimento se llevó a cabo entre mediados de mayo del 2002 y fines de julio del 2003, y tuvo una duración de 14 meses, a través de un experimento factorial se evaluó la significancia de los efectos que ejercen por separado o conjuntamente sobre la capacidad de enraizamiento los siguientes factores: a).- plantas madres, con siete niveles (estacas extraídas de plantas originadas a partir de semilla plus A, B, C y semilla comercial, como también material proveniente del cultivo de tejidos: los clones (RB54-22(5-13), RB54-22(5-19) y RB2-23(6-15)): b).- sustratos, con dos niveles (arena pura y una mezcla de tierra de hojas, maicillo y arena) y c).- la aplicación de ácido naftalenacético (ANA al 0,4 %), también con

dos niveles (con y sin aplicación). La combinación de estos factores y sus respectivos niveles determinaron un total de 28 tratamientos ensayados con tres repeticiones cada uno en las que se obtuvo utilizando estacas extraídas de plantas madres originadas de semilla plus B, ocupando mezcla como sustrato y bajo la aplicación de ANA se obtuvo un porcentaje de enraizamiento promedio de 81,94 %. En general, las estacas extraídas de plantas madres provenientes de semilla plus A, B y C enraizaron satisfactoriamente, mientras que las estacas extraídas de material clonal sólo alcanzaron porcentajes de enraizamientos promedio por bajo el 50 %, en tanto, el porcentaje máximo de sobrevivencia promedio fue de 97,22 % y se obtuvo con estacas extraídas del clon RB54-22(5-19), con arena como sustrato y sin la aplicación hormonal. Sin embargo, las estacas extraídas de plantas madres originadas de semilla plus A, B y C también presentaron una buena y promisoria sobrevivencia, con rangos promedios que fluctuaron entre 68 y 83 %. Según la experiencia llevada a cabo, para propagar vegetativamente *Sequoia sempervirens* a través de estacas se recomienda ocupar principalmente estacas extraídas de plantas madres originadas a partir de semilla plus A, B y C, ocupando como sustrato una mezcla de arena, tierra y maicillo, aplicando a la vez ácido naftalenacético al 0.4 %. Aunque no se descarta del todo, la ocupación de material clonal proveniente del cultivo de tejidos.

1.5 Definición de Términos Básicos

Asexual: Modalidad de reproducción en la que no tiene lugar la unión de dos células (fecundación) para formar un zigoto con el doble de dotación cromosómica.

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

Auxina: Cualquiera de las hormonas o sustancias activadoras de crecimiento del tallo, raíz, la inhibición de yemas laterales, abscisión de hojas y frutos, desarrollo de frutos y la activación de las células del cambium entre otros procesos (HARTMANN Y KESTER. 1998).

Avenamiento: Tubo perforado que está situado en una zania rellena de grava o material poroso, bajo una losa de cimentación. También llamado desagüe inferior.

Caulinar: Concerniente o relativo al tallo. Celda. Cavidad. lóculo. Celulosa. Polisacárido que forma la membrana de las células vegetales y que constituye la principal materia estructural de los vegetales.

Células parenquimatosas: Células fundamentales de la planta. sus principales ocupaciones son la fotosíntesis y el almacenamiento de sustancias de reserva.

Clon: El conjunto de ramets genéticamente idénticos. es decir que se originaron de un mismo ortet. Es una colección de células u organismos genéticamente que se han obtenido de forma asexual de un antepasado común: todos los miembros de un clon tienen una composición genética idéntica .

Dormancia: Período en el ciclo biológico de un organismo en el que el crecimiento, desarrollo y, en los animales, la actividad física se suspende temporalmente.

Estaca: Es todo fragmento del árbol que, enterrado parcialmente es capaz de producir una planta perfectamente igual a aquella de cual procede (ACOSTA, 1959).

Estaquilla: Estaca suculenta, con hojas o parte de ellas, originada de rebrotes fisiológicamente juveniles, que dará origen a un árbol de crecimiento normal.

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

Genotipo: Conjunto de genes o constitución genética de un organismo.

Juvenilidad: Es definida como la condición de una planta previa a la floración o gametogénesis.

Lozanas: Se aplica a la planta que tiene verdor y frondosidad.

Meristemas: Tejido vegetal formado por células embrionarias, que se localizan en las partes de crecimiento de las plantas.

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

Ortotropismo: Es la calidad de crecer en forma vertical.

Procedencia: Es un término útil que significa simplemente el lugar donde un lote de semilla ha sido colectado. En sí, es una simple "ubicación geográfica" sin ninguna implicancia biológica. Sin embargo, a veces hay diferencias genéticas importantes entre procedencias de una misma especie.

Propagación vegetativa: Tipo de propagación mediante el cual se obtienen nuevos organismos a partir de una célula o grupos de células del organismo orinal. sin la mediante de procesos sexuales.

Propágulos: Órgano o porción de órgano de un ser pluricelular que sirve para la reproducción asexual de dicho ser.

Selección masal: La selección masal se basa en la selección de fenotipos, por eso su efectividad en gran medida depende de la herencia de las características deseadas.

Triptófano: Aminoácido que interviene en distintos procesos metabólicos en la secuencia de las proteínas y en la producción de las auxinas, hormonas del crecimiento de las plantas superiores.

Tropófisis: Alteración del desarrollo normal en un individuo propagado vegetativamente.

Turgencia: Es el fenómeno por el cual las células al absorber agua, se hinchan, ejerciendo presión contra las membranas celulares, las cuales se ponen tensas. De esto depende que una planta esta marchitada o firme.

II. MATERIALES Y MÉTODOS.

2.1. Lugar de Ejecución

La investigación se realizó en dos áreas diferentes, la primera, en las instalaciones de La empresa SDA Inversiones Amazónica SAC, ubicado en el km 25 Carretera Federico Basadre interior 3km. en el distrito de Campo verde. Provincia de Coronel Portillo, Departamento de Ucayali. La plantación esta geográficamente ubicada en las coordenadas 525968,40 m E y 9072617,27 m S, a una altitud de 156 msnm en la que se realizo la selección masal dentro la plantación de cedro rosado de la india (*Acrocarpus fraxinifolius)* en área de 2.5 hectáreas.

La segunda etapa experimental se llevó a cabo en el vivero forestal de la Universidad Nacional De Ucayali ubicado en el km 6.200 de la Carretera Federico Basadre, en el distrito de Manantay, Provincia de Coronel Portillo, Departamento de Ucayali. en la que se estableció un sub-irrigador. para realizar los ensayos experimentales. El vivero forestal esta geográficamente ubicado en las coordenadas 546411,58 m E y 9072341,44 m S.

2.2. Clima

La zona pertenece a la clasificación bosque húmedo tropical Semi-siempre verde estacional, la temperatura media anual es de 26,5 °C, con temperatura máxima de 36,5 °C, y mínima de 17,4 °C; la humedad relativa es de 82,4%; el promedio mensual de horas de sol varía notablemente. siendo los meses de julio. agosto y setiembre los de mayor radiación solar; los meses de mayor precipitación con

mayor cantidad horas de sol en octubre, noviembre, febrero y marzo; la precipitación media anual es de 1773 mm/año, respectivamente (IIAP, 2003).

2.3. Método de Investigación

El método utilizado fue de evaluación directa y experimental.

2.4. Población y Tamaño de Muestra

Para realizar la investigación se realizo en dos etapas:

1ª ETAPA

La población está constituida por 2777 árboles. que cubrían 2,5 Ha. se establecieron 6 parcelas de 24 individuos por unidad ,obteniendo como tamaño de muestra 144 árboles, de las cuales por criterios de selección masal se eligieron a los 12 mejores árboles (fenotípicamente mejorados). que sirvieron como material experimental para la segunda etapa.

2ª ETAPA

De los doce arboles seleccionados se obtuvieron 252 estaquillas de 4,5 cm de longitud y 7 mm de diámetro aproximadamente, las cuales se dividieron en 3 porciones iguales. para los respectivos tratamientos (Testigo. hormona comercial en dos concentraciones al 0,25 por ciento (0,2% de ANA y 0,05 %de AIB) y 0,5 de ANA y AIB (0,4 %de ANA y 0,1% de AIB), por tocón se extrajeron 21 estaquillas.

2.5. Materiales y Equipos

Para el siguiente trabajo de investigación se empleo los siguientes materiales y equipos:

2.5.1. Selección Masal

- Libreta de campo, formatos.
- Rafia
- Jalones
- GPS
- Pintura Esmalte rojo
- Motosierra
- Altímetro(15 metros)
- Cinta métrica
- Corrector
- Cámara fotográfica

2.5.2. Propagación

- Estacas de ***Acrocarpus fraxinifolius*** (cedro rosado de la india)
- Sustratos (arena de rió, gravilla, piedras medianas a grandes)
- Presentación comercial de hormona de enraizamiento en dos concentraciones (**0,5%** (0,4% ANA (Acido alfa naftaleno acético) y 0,1% AIB (Acido 3 indol butírico) y **0,25 %** (0,2% ANA (Acido alfa naftaleno acético) y 0,05 % AIB

(acido 3 indol butírico)). La composición del producto comercial es el siguiente: Acido alfa naftaleno acético es de 0,4 %, acido 3 indol butírico 0,1 %, ácidos nucleídos 0,1%, sulfato de zinc 0,4 %, solución nutritiva 95,40%

- Cámara de sub irrigación (Listones, Plástico, Piedra, Arena, Tubos, Grava)
- Tijeras podadoras
- Envase para el transporte del material (caja de teknoport)
- Etiquetas para separar la muestra
- Plumones indelebles para marcar la identificación
- Wincha para medir la longitud de las estacas
- Guantes, alcohol 96° para la extracción de material genético.

2.5.3. Material y Equipo de Gabinete

Para procesar los datos se necesito los siguientes materiales y equipos:

- Computadora
- Calculadora
- Papel bond
- Regla
- Lápiz, bolígrafo, corrector, borrador, etc.

2.6. Metodología

2.6.1. Construcción y preparación de la cámara de sub irrigación

En la cámara de sub irrigación se emplearon madera predimensionada de quinilla, las dimensiones de la cámara fueron: longitud 2,5 m, ancho 1,0 m, altura 0,7 m de la parte anterior y 1,0 m de la parte posterior; luego fue forrada herméticamente con mica transparente de polietileno, siguiendo el diseño de Leakey y Mesen (1991), para la preparación dentro de la cámara se colocó una primera capa (20 cm altura) de piedras grandes (6-10 cm) y luego piedras pequeñas (3-6 cm) debidamente lavadas y desinfectadas, finalmente se añadió los sustratos para el enraizamiento (arena , gravilla y piedras medianas), se vertió aproximadamente 80 Lt de agua por medio de un tubo de 20 cm de largo y 4" de diámetro colocado verticalmente en la arista anterior derecha de la cámara, esto sirvió para observar el nivel de agua al interior del lecho de piedra, evidenciando así, la continuidad del efecto de capilaridad en los sustratos.

2.6.2. Establecimiento de parcelas y codificación

Para el establecimiento de las parcelas, se recorrieron las 2,5 hectáreas de cedro rosado de la india dentro de las instalaciones de La empresa SDA Inversiones Amazónica SAC, para establecer 6 parcelas de 18 m x 12 m (24 individuos/parcela), en áreas con relieve homogéneo, para establecerlas se utilizó jalones, rafia, con ayuda del GPS se tomaran las coordenadas UTM, en los cuatro puntos de polígono.

Además se realizo la respectiva codificación, enumerando por parcelas cada individuo, esta codificación se realizo con pintura roja, luego se diseño un formato en las que a cada individuo se le evalúo sus característica cualitativas (estado fitosanitario, forma de copa, forma de fuste) y cuantitativas (altura total, altura comercial, diámetro).Este formato nos ayudo a analizar e interpretar cuales fueron los arboles seleccionados, obteniendo los 12 mejores individuos, dos de cada parcela.

2.6.3. Obtención de la Progenie (Brotes)

Los 12 mejores individuos, dos individuos por cada parcela se cortaron con ayuda de una Motosierra marca STHEEL 27, a una altura de 50cm desde la base, con una inclinación de 45º, después de 6 meses se obtuvieron los primeros brotes, y estos brotes con ayuda de tijeras grandes y cierra se corto a 20cm desde la base, de las que se obtuvieron otros brotes llegando a alcanzar 40-70 cm aprox. en 45 días este material se utilizó para el experimento, extrayendose 21 estaquillas por árbol.

2.6.4. Preparación de las estacas, extracción y transporte

La preparación de las estaquillas, se realizo en un área sombreada y fresca. Primero se elimino el ápice del brote, luego se cortaron los brotes para la obtención de las estaquillas, para ello se utilizó una tijera de podar, los guantes, alcohol; para las medidas antisépticas correspondientes.

Las estaquillas fueron extraídas de materiales ortotrópicos sanos y vigorosos con longitudes mayores de 4.cm, la manera de seccionar las estaquillas fue considerando las yemas axilares y dejando la mitad de la hoja como reserva (tercer foliolo) además las estaquillas deben conservar parte de la hoja, por ser esta la fuente de asimilados, auxinas y otras sustancias, vitales para el enraizamiento. Sin embargo la hoja proporciona una amplia superficie para la perdida de agua por transpiración por eso se recorta la hoja aun tamaño tal que se logre el balance entre las desventajas de la transpiración y las ventajas de fotosíntesis teniendo como base la información de ensayos preliminares, esto se realizo a tempranas horas de la mañana, inmediatamente se coloco en una caja de Tecknopor (que contiene hielo y como base periódico húmedo), acondicionando favorablemente para conservar las estaquillas y poder transportarlas sin maltratarlas. Además se codifico cada estaquilla para no perder la procedencia.

2.6.5. Aplicación de la hormona comercial Root Hoor a las estacas

Las estacas fueron sumergidas por separado en las dos concentraciones 0,5% (0,4% ANA y 0,1% AIB) y 0,25 % (0,2% ANA y 0,05 % AIB) del producto comercial (ROOT HOOR) por espacio de 30 segundos, para luego plantarlos en el sub-irrigador.

2.6.6. Establecimiento de las estacas dentro del Propagador

La siembra de las estaquillas se realizó teniendo las condiciones antisépticas, para luego introducirlos en hoyos de aproximadamente 1,5cm de profundidad

presionando suavemente alrededor de la estaca .La distribución de las estacas en el sub-irrigador fue el siguiente:

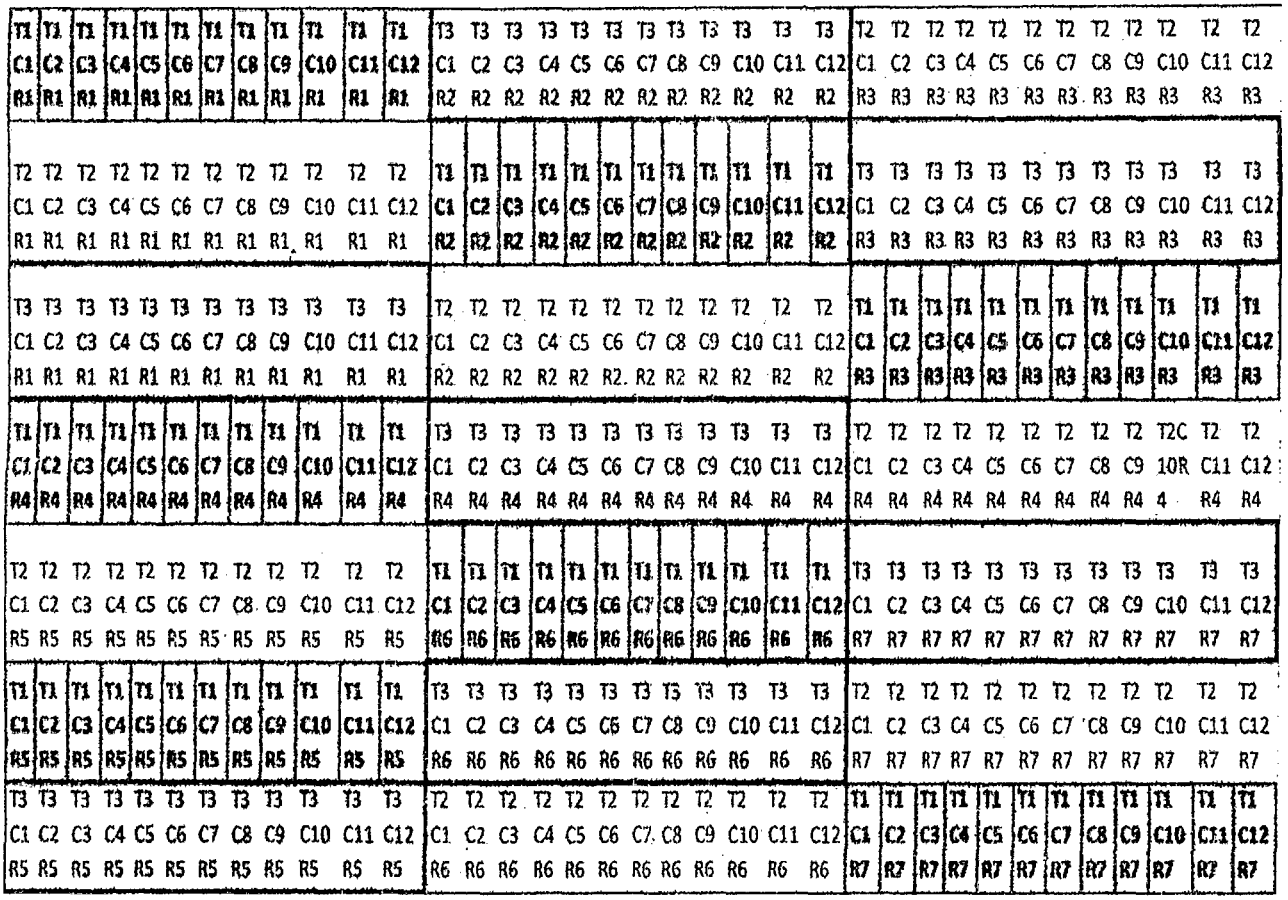


Figura 01: Distribución de los Tratamientos y repeticiones en la Cámara de Sub-irrigación.

2.6.7. Cuidados durante el periodo de propagación

Cada vez que se abría el sub irrigador para realizar el control de crecimiento las raíces de las estacas, se utilizaba un aspersor manual para mojar las hojas y de esta manera mantener la humedad, además por medio de los tubos se agregaba agua suficiente como para mantener húmedo el sustrato. Este procedimiento se realizo durante 30 días, para mantener un ambiente húmedo y acondicionado para

la formación y desarrollo de raíces. Asimismo se extrajeron todas las hojas caída y estacas muertas. En época calurosa se roció las hojas 1-2 veces al día.

2.6.8. Procedimiento de recolección de datos

2.6.8.1. Selección masal

En la selección masal, en formatos previamente estructurados (Anexo 1) se anotaron todas las características dasonómicas y fito-sanitarias de cada uno de los árboles que se encontraban en las parcelas de muestreo. Luego, en cada parcela se seleccionó, dos especímenes que presentaron las mejores características dasonómicas y el mejor estado fito- sanitario, estos árboles fueron marcados y talados para incentivar su rebrote y después extraer de cada uno de ellos las estacas o ramets.

2.6.8.2. Propagación vegetativa de estacas juveniles

Para evaluar el proceso de enraizamiento de estacas, se extrajo cada semana, con mucho cuidado, una estaca por unidad experimental. En cada evento se observó la formación de callos y raíces .La evaluación final se realizó después de 45 días de instalado el experimento.

2.7. Variables Evaluadas

2.7.1. Variables Independientes

Para selección masal

- Selección masal de 12 Árboles de Acrocarpus fraxinifolius (cedro rosado de la india).

Para propagación vegetativa

- Concentraciones de auxinas: ácido indol butírico (AIB) y ácido naftalen acético (ANA)

T1.- Concentración **0,5%** de axinas (0,4% ANA + 0,1% AIB).

T2.- Concentración **0,25%** de auxinas (0,2% ANA + 0,05% AIB).

T3.- Concentración 0,0% de auxinas (0,0% de ANA y 0,0% AIB).

2.7.2. Variables dependientes

Para selección masal

- Diámetro altura al pecho
- Altura comercial
- Altura total
- Posición de copa
- Forma de fuste
- Forma de copa
- Infestación de bejucos
- Estado fitosanitario (árbol y fuste)

Para propagación vegetativa

- Número y porcentaje de estacas enraizadas por tratamiento.
- Número y porcentaje de supervivencia de estacas por tratamiento.
- Numero de raíces por tratamiento.
- Longitud de raíces por tratamiento.
- Numero de brotes por tratamiento.
- Longitud de brotes por tratamiento.
- Numero de callos por tratamiento.

2.8. Operacionalización de las Variables

2.8.1. Variables Independientes

Para selección masal

La Selección masal de 12 árboles se realizó utilizando los siguientes paramentros de medición, el diámetro altura al pecho (cm) tomando en consideración mayor de 6 cm; altura comercial (m) mayor de 4m de altura; altura total (m) mayor de 5m de altura; además tener el fuste recto, iluminación plena, copa irregular, buen estado fitosanitario, se descartaron, árboles altos de fuste bifurcado o se encuentre en mal estado, infestado por plantas trepadoras. Tomando estos criterios se eligieron individuos más resaltantes fenotípicamente.

Para propagación vegetativa

Para la propagación a asexual por estaquillas se utilizó tres tratamientos, dos Concentraciones de auxina: ácido indol butírico (AIB) y ácido naftalen acético (ANA) y una con ausencia de auxina: T1.- Concentración de **0,5%** de axina (0,4% ANA + 0,1% AIB). Que se adquirió de la hormona comercial Root Hoor ,esta sustancia se represento en fase liquida. T2.- Concentración de **0,25 %** de auxina (0,2% ANA + 0,05 % AIB).se adquirió tomando el 50% de agua destilada para diluirla y el 50% de la hormona Root Hoor comercial.T3.- El testigo (0% de auxinas ANA y AIB).

2.8.2. Variables dependientes

2.8.2.1. Selección masal

La plantación evaluada de Cedro rosado de la india de 41 meses de edad. (3.,5 años) con un distanciamiento de 3 m x 3 m, estaba constituida de 144 individuos de las cuales murieron 18 y el total de plantas existentes es de 126, se evaluaron 24 individuos por parcelas , en seis parcelas dentro de 2,5 ha teniendo un porcentaje de supervivencia es de 87,5%.

2.8.2.1.2. Variables de evaluación cuantitativa

- **Altura total:** Se midió la planta con una barra de altura de 15 m, se puso la regla verticalmente junto al fuste de la planta desde la base hasta el extremo superior (ápice). La unidad de medida usada fue en metros (m).

- **Altura comercial:** Se midió la planta con una barra de altura de 15 m, se puso la regla verticalmente junto al fuste de la planta desde la base hasta la primera rama. La unidad de medida usada fue en metro (m).

- **Diámetro altura al pecho (DAP):** Con la ayuda de la cinta métrica se midió el fuste, La unidad de medida usada fue cm.

2.8.2.2.1. Variables de evaluación cualitativa

- **Posición de Copa:** Está referida a la posición de la copa con respecto a su exposición a la luz solar; su clasificación fue dada por Dawkins, basada en cinco puntos, cuyo sistema fue modificado por otros autores.

  1. **Emergente**: La parte superior de la copa totalmente expuesta a la luz vertical y libre de competencia lateral, al menos en un cono invertido de 90° con el vértice en el punto de la base de la copa.

  2. **Plena iluminación superior**: La parte superior de la copa está plenamente expuesta a la luz vertical, pero está adyacente a otras copas de igual o mayor tamaño dentro del cono de 90°.

  3. **Alguna iluminación superior**: La parte superior de la copa está expuesta a la luz vertical, o parcialmente sombreada por otras copas.

  4. **Alguna Luz lateral**: La parte superior de la copa enteramente sombreada de luz vertical, pero expuesta a alguna luz directa lateral debido a un claro o borde del dosel superior.

5. **Ausencia de luz**: La parte superior de la copa enteramente sombreada tanto de luz vertical como lateral.

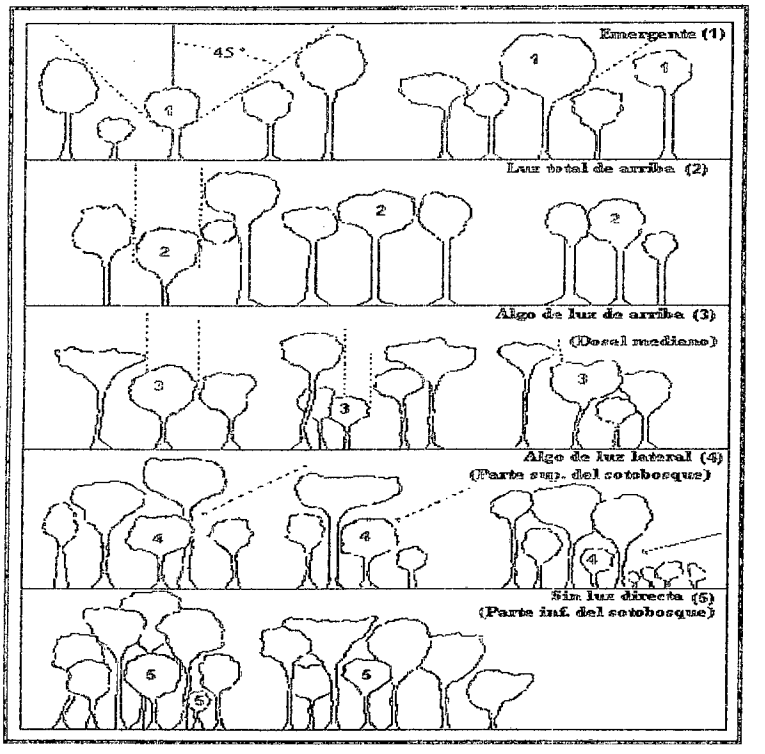


Figura 02: Selección por la posición de copa de los arboles.

- **Forma de Copa**: Dentro de la población de cualquier especie, el aspecto o calidad de la copa en relación con el tamaño y estado de desarrollo del árbol está correlacionado con el incremento y el incremento potencial (Dawkins, 1963). Las definiciones de forma de copa que se dan a continuación deben interpretarse y aplicarse de acuerdo con las características de cada especie y del estado de desarrollo de cada árbol:

  1. **Perfecta**: Corresponde a las copas que presentan el mejor tamaño y forma que se observa generalmente, amplio plano circular y simétrica.

2. **Buena:** Copas que se acercan mucho al anterior nivel, silviculturalmente satisfactorias, pero con algún defecto leve de simetría o algún extremo de rama muerta.

3. **Tolerable:** Apenas satisfactorias silviculturalmente, evidentemente asimétricas o ralas, pero aparentemente poseen capacidad de mejorar si se les da espacio.

4. **Pobre:** Evidentemente insatisfactorias, presentan muerte regresiva en forma extensa, fuertemente asimétricas y pocas ramas, pero probablemente capaces de sobrevivir.

5. **Muy pobre:** Definitivamente degradadas o suprimidas, o muy dañadas pero con posibilidades de incrementar su tasa de crecimiento como respuesta a la liberación.

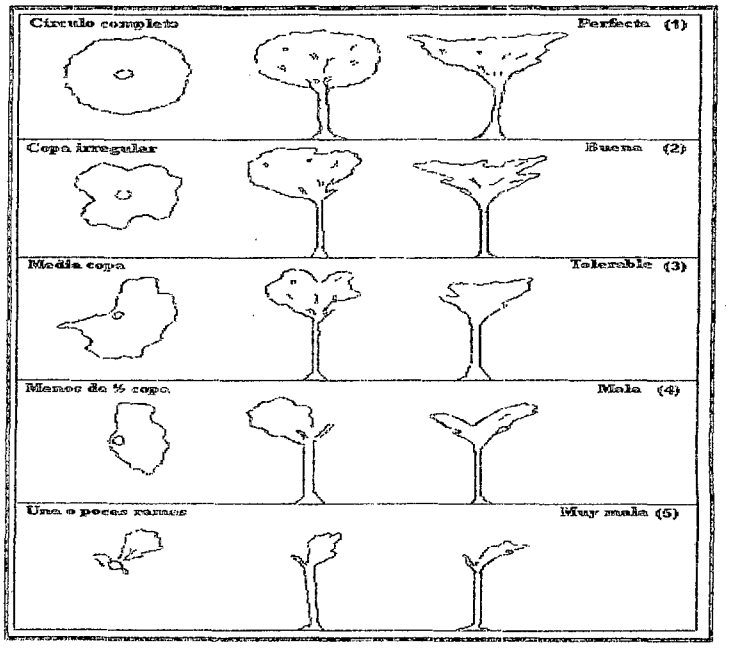


Figura 03: Selección por forma de copa

- **Infestación de Bejucos:** La infestación por lianas y trepadoras tiene serios efectos en el crecimiento e incremento y la forma de los árboles, lo que incide directamente en la producción futura de madera. Es un factor que merece especial atención en cuanto a su seguimiento, particularmente si la información será utilizada en modelos de crecimiento. En la recolección de datos se usará la clasificación de Lowew & Walkey (1997) conforme se visualiza.

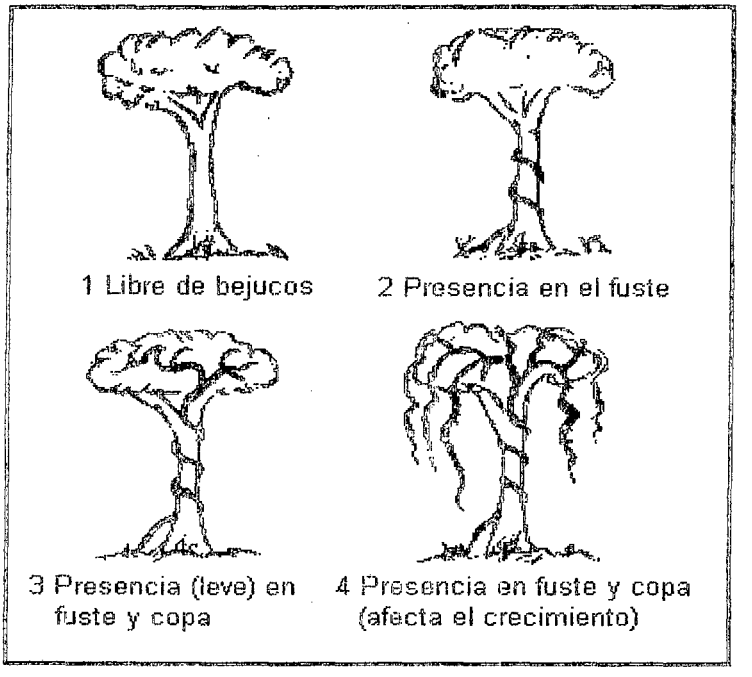


Figura 04: Infestación por lianas trepadoras

- **Forma de fuste:**

1. **Recta** : Tallo recto sin ningún defecto.
2. **Sinuoso** : Tallo torcido, encorvado.
3. **Ramificada** : Tallo desde el nivel de suelo presenta ramas.

- **Estado Fitosanitario**
  - **Estado Del Árbol::**

Buena: Tallo recto leñoso, color homogéneo y copa completa siempre verde. Sin ninguna infestación de hongos e insectos.

Regular: Tallo recto, colores variados y copa incompleta con colores variados.

Mala: Tallo doblado, bifurcado y copa incompleta con colores varios, con infestación de hongos e insectos.

  - **Estado del Fuste:**

Buena: recto, con coloración uniforme, sin ninguna infestación de hongos e insectos.

Regular: coloración variada, sinuosa.

Mala: coloración variada, con infestación de hongos e insectos, ramificada, sinuosa.

2.8.2.3. Propagación vegetativa

- **Numero y porcentaje de estacas enraizadas por tratamiento**

Se realizó al final del ensayo y se refiere a la proporción de estacas que han enraizado entre el total de estacas por tratamiento y por repetición. Considerándose raíz a partir de una longitud de 0,5 cm.

- **Número y porcentaje de sobrevivencia de estacas por tratamiento**

  Se realizó al final del ensayo, contándose el número de estaquillas muertas en base al total de unidades experimentales por tratamiento y por repetición. Indicando que muchas de las estacas que murieron presentaron necrosis (pudrición) en la base.

- **Numero de raíces por tratamiento**

  Se realizó al final del ensayo y se refiere en contar individualmente cada raíz de cada estaca entre el total de estacas por tratamiento y por repetición. Considerándose raíz a partir de una longitud de 0,5 cm.

- **Longitud de raíces**

  Se realizó al final del ensayo y se refiere en medir individualmente cada raíz de cada estaca entre el total de estacas por tratamiento y por repetición con ayuda de la cinta métrica.

- **Número de brotes:**

  Se realizó al final del ensayo y se refiere en contar individualmente cada brote de cada estaca entre el total de estacas por tratamiento y por repetición. Considerándose brote a partir de una longitud de 0,5 cm.

- **Longitud de brotes:**

  Se realizó al final del ensayo y se refiere en medir individualmente cada brote de cada estaca entre el total de estacas por tratamiento y por repetición con ayuda de la cinta métrica.

- **Numero de callos:**

  Primero se torno a sacar cuidadosamente las estacas del sub-irrigador, luego mediante un formado especializado se apunto el código respectivo, y luego se procedió a contar individualmente cada callo de cada estaca entre el total de estacas por tratamiento y por repetición.

2.9. Diseño Estadístico

Para selección masal

En seis parcelas de cedro rosado comprendidas en las 2,5 hectáreas de plantación para la selección masal se busco establecer las similitudes genéticas y su influencia del medio ambiente para luego seleccionar los doce mejores arboles.

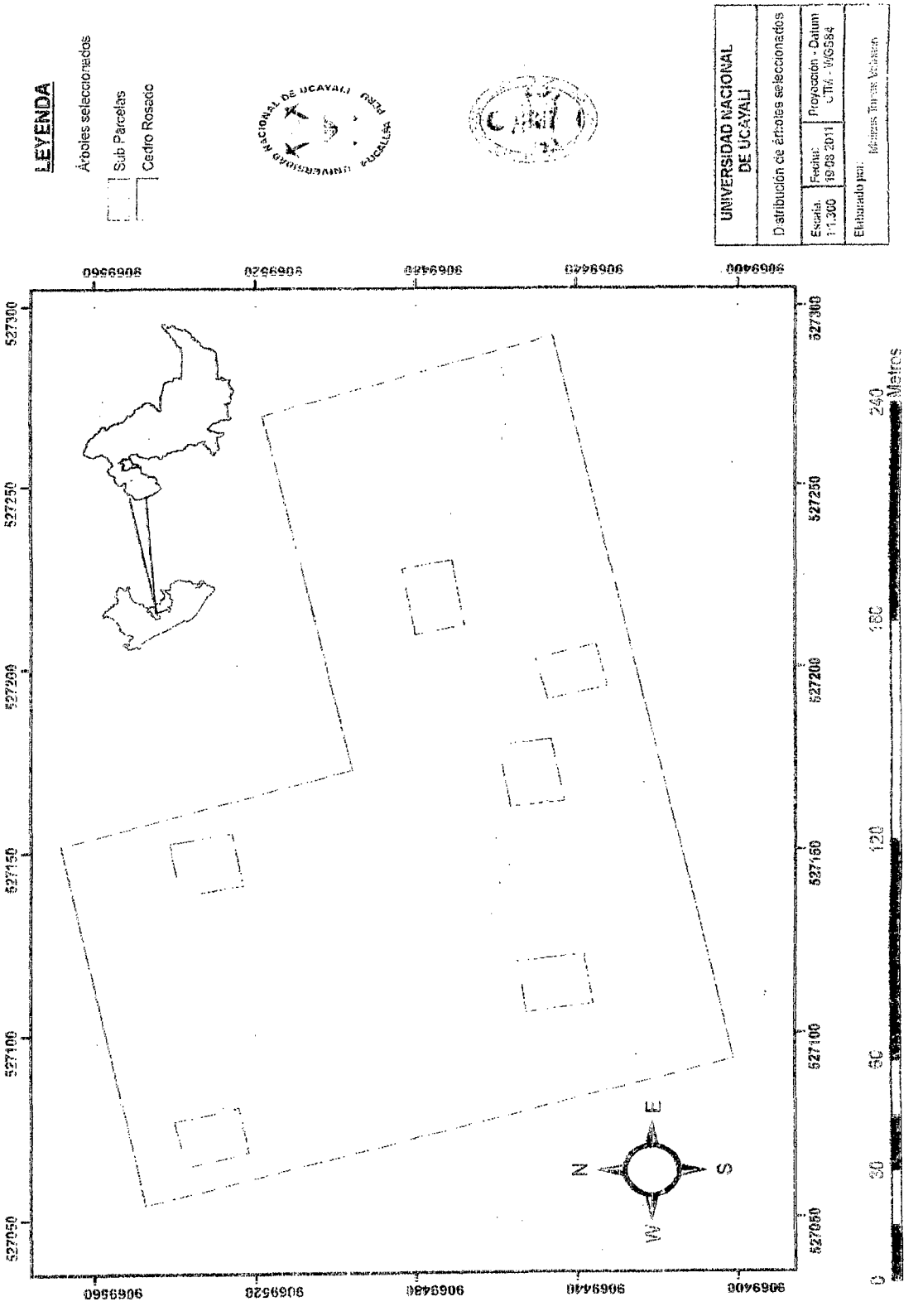


Figura N° 05: Distribución de arboles seleccionados en parcelas de cedro rosado de la india

Para propagación

En el presente trabajo de investigación se utilizó el **diseño completamente Randonizado,** con 3 tratamientos TI (Hormona al 0,4% de ANA y 0,10 de AIB); T2 (Hormona al 0,2 % de ANA y 0,05 de AIB) y el T3 (Testigo); 7 repeticiones, Cada unidad experimental estuvo conformado por doce ramets provenientes de dos árboles seleccionados, Para los promedios se utilizaron la prueba de dunnett para comparar con el tratamiento testigo.

2.10. Modelo Matemático

2.10.1. Análisis de la Varianza

Se realizo este análisis con muestras de igual número de observaciones, el modelo matemático fue el siguiente:

Cuadro 01: Muestras con igual números de observaciones

i / k	1	2	3	P	Total
1	X_{11}	X_{21}	X_{31}	X_{p1}	
2	X_{12}	X_{22}	X_{32}	X_{p2}	
3	X_{13}	X_{23}	X_{33}	X_{p3}	
N	X_{1n1}	X_{2n2}	X_{3n3}	X_{np}	
n_i	n_1	n_2	n_3	n_p	n.
$Xi.$	$X_{1.}$	$X_{2.}$	$X_{3.}$	$X_{p.}$	X..
$\sum_{i=1}^{n} Xik^2$	$\sum_{i=1}^{n1} X_1k^2$	$\sum_{i=1}^{n2} X_2k^2$	$\sum_{i=1}^{n3} X_3k^2$	$\sum_{i=1}^{np} X_pk^2$	T
$(Xi.)^2/ni$	$(X_{1.})^2/n1$	$(X_{2.})^2/n2$	$(X_{3.})^2/n3$	$(X_{p.})^2/np$	
SC_i	SC_1	SC_2	SC_3	SC_p	SC_r

Donde: n. = Total de observaciones $n. = \sum_{i=1}^{n} ni$

$\sum_{i=1}^{n} Xi.$ = Suma total por muestra

X.. = Suma total general $X.. = \sum_{i=1}^{p} Xi.$

T = Suma de cuadrado total $T = \sum_{i=1}^{p} \sum_{k=1}^{ni} Xik^2$

SCi = Suma de cuadrado por muestra $SCi = \sum Xik^2 - \left(\sum Xi.\right)^2 / ni$

SCr = Suma del cuadrado del error $SCr = \sum_{i=1}^{p} SCi$

Para realizar el análisis de la varianza se debe calcular lo siguiente:

- Termino de corrección (C) $C = \frac{(X..)^2}{n.}$
- Suma del cuadrado total (SCt) SCt = T – C
- Suma del cuadrado factorial (SCa) SCa = SCt – SCr
- Cuadrado medio factorial (CMa) CMa = SCa/(P-1)
- Cuadrado medio del error (CMr) CMr = SCr/(n.-p)

Cuadro 02: Cuadro de Análisis de Varianza (ANVA)

Fuente de Varianza	GI	SC	CM	F calculado	F observado
Variación entre tratamientos	(p - 1)	SCa	CMa		
Variación residual o Error	(n. – p)	SCr	CMr		
Total	(n. –1)	SCt			

- Se rechaza la hipótesis nula si:

$F_{obs} \geq F_{1-\alpha}$

$F_{teórico}$

$K_1 = (p-1)gl$

$K_2 = (n_{\cdot} - \dot{p})gl$

Prueba de Dunnett.

Se utilizo porque se desea comparar las medias de P tratamientos con un tratamiento testigo.

$d_{1-\alpha/2}\sqrt{2CMr/n}$ = valor de dunnett

si la base de comparación es Cmab

$d_{1-\alpha/2}\sqrt{2CMab/q}$ si n = 1

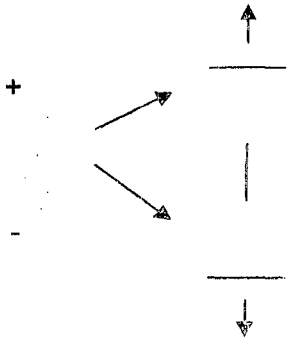
$d_{1-\alpha/2}\sqrt{2CMab/qn}$ si n > 1

gl CM base de comparación { CMr / Cmab

Los grados de libertad del CM que sirve de base de comparación y para P - 1 poblaciones.

n = número de observaciones que intervienen para obtener el

$\overline{X}\left[\overline{X}_{testigo} \pm (valor.de.dunnett)\right.$



Medias > que el testigo Rho

Medias = al testigo se Aho

Medias < que el testigo RHo

III.RESULTADOS Y DISCUSION

3.1. SELECCIÓN MASAL

3.1.1. Evaluación Cuantitativa

3.1.1.1. Crecimiento en Diámetro (cm)

Cuadro 03: Distribución del desarrollo en diámetro por categoría

CATE-DIA (Cm)	Nº Individuos	PORCENTAJE	AB (m^2)	PORCENTAJE
(2,8-4,33)	12	9,524	0,011	1,296
(4,34-5,87)	16	12,698	0,034	3,889
(5,88-7,45)	17	13,492	0,057	6,547
(7,46-9,03)	20	15,873	0,110	12,643
(9,04-10,61)	21	16,667	0,161	18,483
(10,62-12,19)	17	13,492	0,178	20,512
(12,20-13,77)	21	16,667	0,282	32,454
(13,78-15,36)	2	1,587	0,036	4,154
Total general	**126**	**100,00**	**0,870**	**100,00**

- **CATE-DIA:** Categoría diamétrica
- **Promedio en diámetro:** 8,81cm

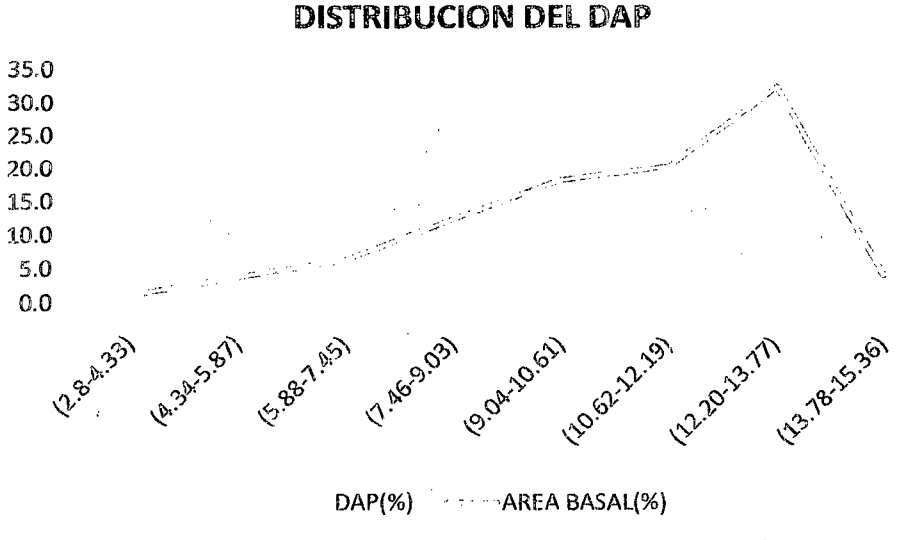


Figura 06: *Distribución del diámetro*

Según el cuadro 01 y la figura 06 se obtuvieron una distribución normal en diámetro y como es de esperar, el mayor porcentaje de área basal se encuentra en las clases diamétricas superiores. Los intervalos con mayor número de individuos fueron los de 9,04 – 10,61 y el de 12,20-13,77 cm con 21 individuos.

El diámetro promedio de la plantación fue de 8,81cm estos resultados son menores que los reportados por Sepatro (2006), que obtuvo un promedio de 11,05 cm de DAP a los dos años de edad. La diferencia en los resultados se puede deber a que la plantación en estudio se estableció en suelos degradados y que tiene diferencias en el *micro* relieve que influyen en el drenaje del área, es así que se observan zonas donde se tiene un mayor crecimiento de la especies que en otros, también puede deberse a que por ser una especie exótica no se adapte al medio, ya que el área no cumple todos los requerimientos edafo-climáticos indicados en la bibliografía consultada (Agroforester Tropical Seeds. 2001).

3.1.1.2 Crecimiento en altura total y altura comercial (m.)

Cuadro 04: Número de individuos por categoría de altura

CAT-ALT (metros)	Nº individuos HT (m)	PORCENTAJE	Nº individuos HC (m)	PORCENTAJE
(2,00-3,49)	6	4,762	13	10,317
(3,50-4,49)	8	6,349	19	15,079
(4,50-5,99)	22	17,460	20	15,873
(6,00-7,49)	12	9,524	23	18,254
(7,50-8,99)	12	9,524	28	22,222
(9,00-10,49)	17	13,492	19	15,079
(10,50-11,99)	16	12,698	4	3,175
(12,00-13,49)	24	19,048	0	0,000
(13,50-14,99)	9	7,143	0	0,000
TOTAL	**126,000**	**100,000**	**126**	**100,000**

- **CAT-ALT:** Categoría en altura
- **HT:** Altura total
- **HC:** Altura comercial
- **Promedio altura total** : 8,81m

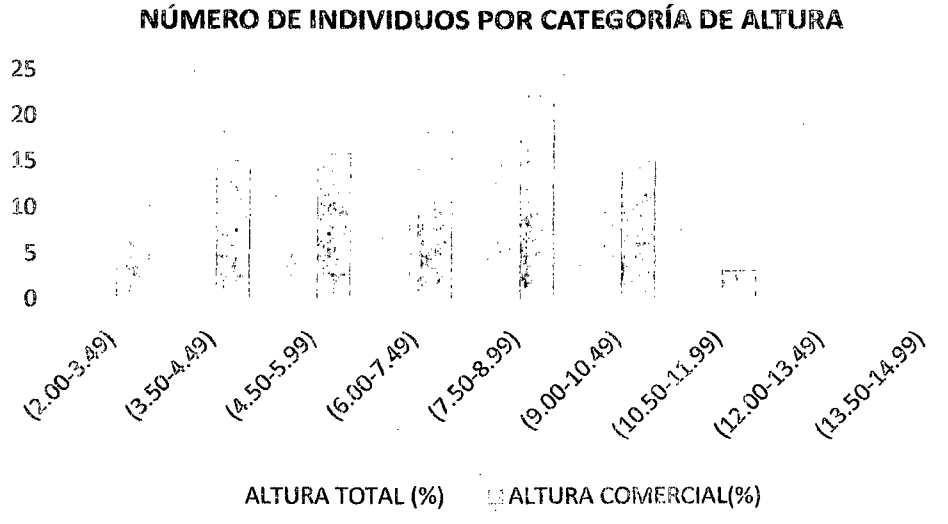


Figura 07: *Distribución de altura total*

La figura 07 muestra una tendencia a distribución normal tanto en altura total como en altura comercial. El intervalo donde resulta mayor cantidad de individuos fue en el rango de (12,00-13,49 m) en altura total, estos resultados son menores a los reportados por Sepatro (2006), que reportó 12,75 m de altura total promedio en dos años, esto se puede deber a las mismas consideraciones indicadas en el caso del DAP.

3.1.1.3. Distribución del volumen por categoría (m^3)

Cuadro 05: Distribución del desarrollo en volumen por categoría

CATE-DIA	VOL (m^3)	PORCENTAJE
(2,8-4,33)	0,03	0,57
(4,34-5,87)	0,09	2,03
(5,88-7,45)	0,18	4,08
(7,46-9,03)	0,45	10,16
(9,04-10,61)	0,78	17,79
(10,62-12,19)	1,04	23,60
(12,20-13,77)	1,64	37,11
(13,78-15,36)	0,21	4,67
TOTAL	**4,41**	**100,00**

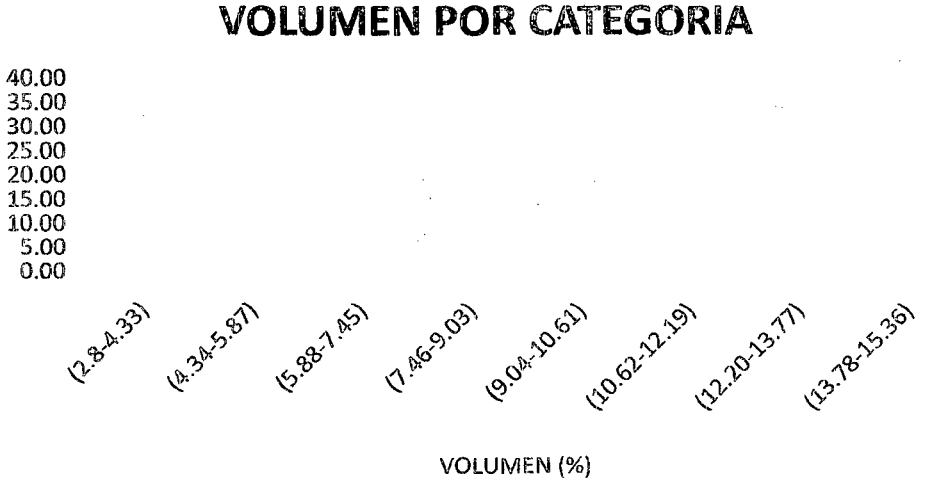


Figura 08: *Distribución del volumen*

La figura 08 muestra una curva donde el mayor volumen se encuentra en las clases diamétricas superiores a excepción de la última clase diamétrica que muestra un porcentaje pequeño.

3.1.2. Evaluación Cualitativa

3.1.2.1. Posición De Copa

Cuadro 06: Distribución de la posición de copa

PCS.COPA	Nº de individuos	PORCENTAJE
1	36	28,571
2	37	29,365
3	35	27,778
4	18	14,286
Total	**126**	**100,00**

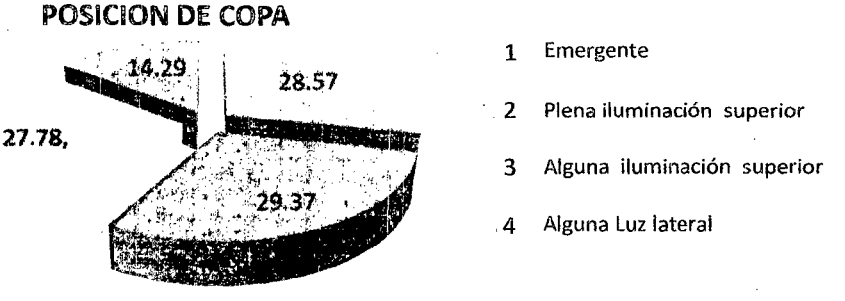


Figura 09: *Distribución de la posición de copa*

Como se observa en la **figura 09,** el mayor porcentaje de plantas se encuentran dentro de las tres primeras categorías de iluminación lo que nos indica que la luz no es un factor que haya limitado el crecimiento de la plantación, como se sabe la luz, es un factor indispensable para el desarrollo optimo de la plantación, estos resultados nos estarían indicando que la densidad de plantación elegida es adecuada hasta la edad de evaluación de la plantación, concordando con Menéndez (2006) , que afirma que el árbol cedro rosado de la india (*Acrocarpus fraxinifolius)* ,

tiene un extraordinario desarrollo cuando se expone a plena luz solar, ya que es una especie heliófila, con temperaturas de los 12 a 35 °C .

3.1.2.2. Forma de Fuste

Cuadro 07: Distribución de forma de fuste

FORM,FUST	Nº de individuos	PORCENTAJE
1	35	27,778
2	91	72,222
Total general	**126**	**100**

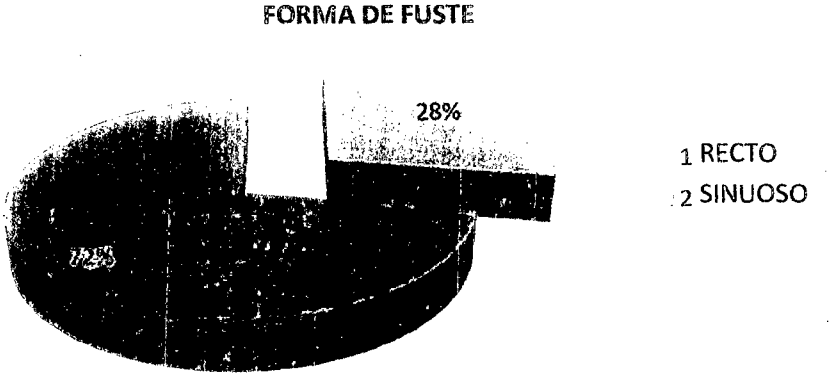


Figura 10: *Distribución de la Forma de fuste*

En la figura 10, es notable que dentro del muestreo establecido no se encontró individuos con un fuste ramificado esto demuestra que esta especie sin importar las condiciones en las que se desarrolla tiene un fuste cilíndrico y limpio de ramas en 3/4 de la altura total de buena calidad que favorece el máximo aprovechamiento . Hay que destacar que en la plantación evaluada se observo que algunos individuos tienden a mostrar un sector de fuste sinuoso en el tercio superior, testificando lo expuesto por Menagro (2001). Por otra parte hay que destacar una cualidad positiva de la especie consistente en su capacidad de autopoda.

3.1.2.3. Forma de Copa

Cuadro 08: Distribución de la forma de copa

FORM,COPA	Nº de individuos	PORCENTAJE
1	7	5,556
2	56	44,444
3	53	42,063
4	10	7,937
Total general	**126**	**100.000**

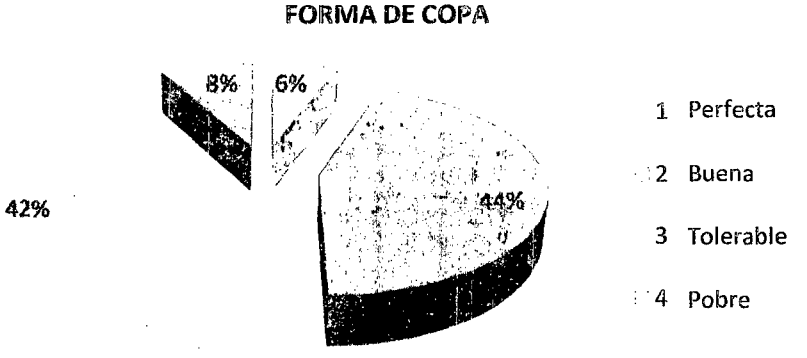


Figura 11: *Distribución de la Forma de copa*

Observando la figura 11, podemos decir que la plantación de cedro rosado de la india tiene un mayor porcentaje de copa buena, seguido de tolerable, esto se debe a que las ramas son relativamente delgadas, pudiéndose concluir que la forma de copa está dentro de valores aceptables.

3.1.2.4. Infestación de Bejucos

Cuadro 09: Distribución de La infestación de bejucos

INFEST,BEJU	N° de individuos	PORCENTAJE
2	4	3,17
3	4	3,17
4	118	93,65
Total general	**126**	**100**

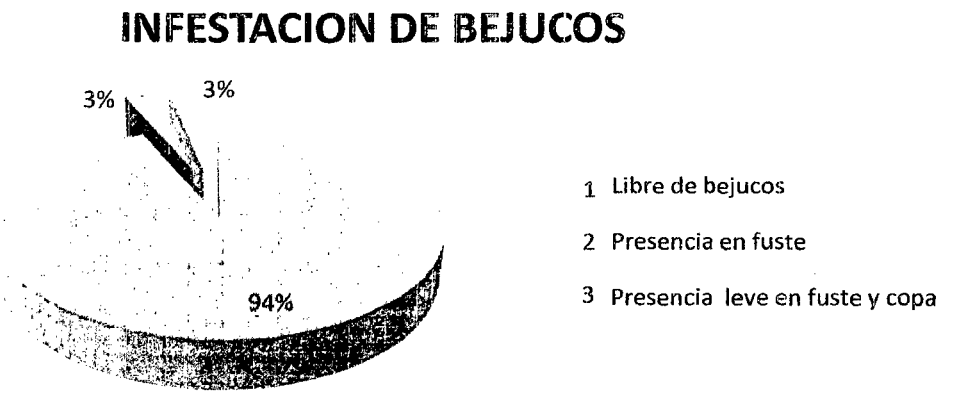


Figura 12: *Distribución de la infestación de bejucos*

Toda plantación al inicio de su desarrollo se infesta de bejucos que retardan el crecimiento, para ello se debe dar la liberación de malezas, en el caso de la plantación de cedro rosado de la india (*Acrocarpus fraxinifolius)*, el 94 por ciento no presenta infestación de bejucos, situación que indica que la plantación tiene un adecuado mantenimiento.

3.1 .2.5. Estado Fitosanitario

a) Del árbol

Cuadro 10: Estado fitosanitario del árbol

ARBOL	N° de individuos	PORCENTAJE
B: Buena	65	51,59
M: Mala	6	4,76
R: Regular	55	43,65
Total	**126**	**100**

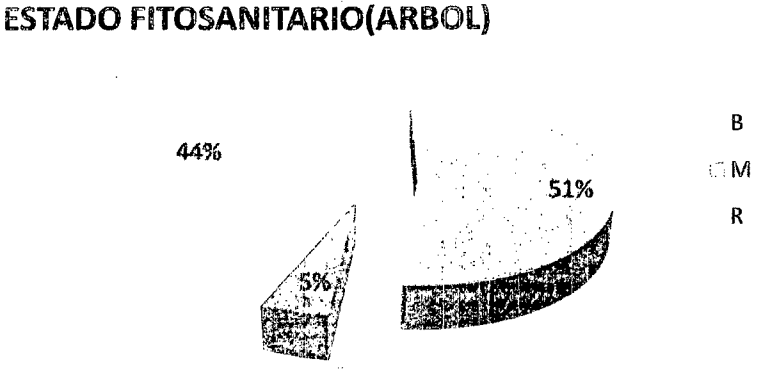


Figura 13: *Estado fitosanitario del árbol*

El estado fitosanitario del árbol, como se observa en la figura 13, es bueno en mayor porcentaje, seguido de regular , ya que al analizar cada individuo nos encontramos , con hojas maltratadas o manchadas ,con necrosis; solo el 5 por ciento se encuentra en mal estado fitosanitario por la presencia de termites que podrían ser *Cryptotermes brevis o Nasutitermis corniger*, estos insectos construyen sus galerías cubiertas sobre la corteza del tronco del árbol, esta situación también ha sido reportado por Menéndez, (2006) en otras plantaciones.

UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI
BIBLIOTECA CENTRAL
U N U

b) Estado del fuste

Cuadro 11: Distribución del estado fitosanitario del fuste

FUSTE	N° de individuos	PORCENTAJE
B: Buena	79	62,69
M:Mala	1	0,79
R:Regular	46	36,51
Total general	**126**	**100**

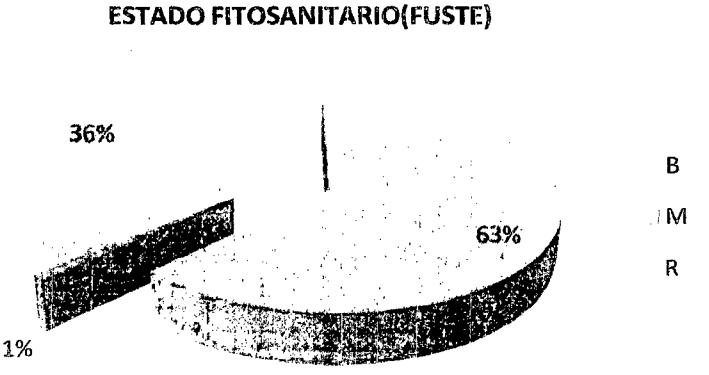


Figura 14: *Distribución del estado fitosanitario del fuste*

El estado fitosanitario del fuste como muestra la figura 14 es bueno en su mayor porcentaje, mostrando que no hay problemas producidos por el ataque de plagas, infestación de hongos, que afectaran los fustes por lo que se puede deducir que se encuentran sanos.

3.1.3. Características de los individuos seleccionados para propagar por estacas

CUADRO 12: Características de los Individuos Seleccionados

CARACTERISTICAS											ESTADO FITOSANITARIO	
Nº PARC	N°	DAP	AB	HT	HC	VOL	PCS.C	FOR.F	FORM.C	INF.B	ARBOL	FUSTE
1	2	10,711	0,018	10,87	8,73	0,103	1	1	3	4	B	B
2	2	12,510	0,025	12,96	10,04	0,163	1	1	2	4	B	B
3	2	11,714	0,022	12,05	9,33	0,137	2	1	2	4	B	B
4	2	10,584	0,018	10,18	7,57	0,087	2	1	2	4	B	B
5	2	6,287	0,006	4,90	4,99	0,020	1	1	2	4	B	B
6	2	7,433	0,009	6,01	4,74	0,027	2	1	2	4	B	B
PROMEDIO	12	**9,873**	**0,018**	**9,49**	**7,56**	**0,089**						

En el cuadro 10 se detalla las características de los doce arboles seleccionados para ser propagados vegetativamente a través de estacas juveniles, constituyen los mejores dentro de las parcelas seleccionadas. En el cuadro tenemos características cualitativas y cuantitativas de cada individuo, como fuste recto, buen estado fitosanitario, iluminación plena, forma de copa irregular , carece de infestación de bejucos ,tiene un promedio de 10 cm en DAP , y 9,3 m en altura, teniendo características fenotípicas ideales para obtener progenie mejorada, ya que la selección masal se basa en medir todos los individuos con características de interés y se escogen los que posean un mayor valor, además no considera información adicional de los parientes, ya que se desconocen sus relaciones de parentesco, se eligió este método por ser apropiado cuando no se tiene información de los padres o parientes de los árboles seleccionados, es decir, cuando la selección se realiza desde bosques o plantaciones no mejoradas, la selección masal es parte del mejoramiento genético ya que el desafío que enfrenta el mejoramiento genético es escoger los árboles que poseen el mayor valor genético para que actúen como progenitores en la siguiente generación (Cotterill y Dean 1990).

3.2. PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE ESTACAS JUVENILES DE CEDRO ROSADO

3.2.1. Número y porcentaje de estacas enraizadas por tratamiento

Cuadro 13: Estacas enraizadas por tratamiento aplicado

REPTICION	TI	T2	T3
1	0,000	0,167	0,167
2	0,000	0,083	0,167
3	0,000	0,083	0,333
4	0,000	0,250	0,333
5	0,083	0,083	0,250
6	0,000	0,333	0,250
7	0,250	0,417	0,250
PROMEDIO	0,05	0,20	0,25
PORCENTAJE	5	20	25

Cuadro 14: Análisis de varianza para estacas enraizadas por tratamiento aplicado

Cuadro de análisis de varianza (ANVA)					
FUENTE DE VARIANZA	gl	SC	CM	F calculado	F tabular
Entre tipo de tratamiento	2	0,16	0,08	7,41	3,47
Error	18	0,19	0,01		5,78
Total	20	0,35			**(Rho)

3.2.1.1 Prueba de dunnett para estacas enraizadas por tratamiento aplicado

Valor de dunnett: 0,13 (0,12-0,38)

Según la prueba de ANVA, existe diferencia altamente significativa entre los tratamientos, esta diferencia se debe a que el tratamiento T1 con mayor concentración de hormonas obtuvo el menor porcentaje de enraizamiento, los tratamientos T2 y T3 tienen porcentajes de enraizamiento estadísticamente iguales. Si bien es cierto la adición a las estacas de hormonas que estimulan el enraizamiento de estacas incrementa los porcentajes de enraizamiento, existen algunas especies

que no necesitan o necesitan bajas concentraciones de hormonas, pudiendo ser este el caso de cedro rosado de la india que como hemos indicado se obtuvieron los mayores porcentajes de enraizamiento sin hormonas y con las menores concentraciones de hormonas. En futuros experimentos se deberá probar concentraciones comprendidas entre o y 2500 ppm de una mezcla de AIA y AIB, rango en el que se obtuvo los mayores porcentajes de enraizamiento. En muchos casos, las estacas responden bien a dosis bajas de hormona, (Primo y Cuñat, 1968).

Los resultados obtenidos en la presente investigación son mayores que los reportados por Pinedo (1993) para estacas leñosas de *Amburana cearesis* (ishpingo) de 8 años de edad encontrando un porcentaje de enraizamiento que no supero el 5 por ciento; por Vidal (2010), para el primer ensayo de propagación de *Simarouba amara* Aubl .(Marupa), bajo cinco concentraciones de AIB (0, 1000, 3000, 5000 y 8000 ppm), obteniendo un enraizamiento máximo de 19,4%, Los resultados obtenidos, también son menores a los obtenido por Vidal (2010), en su segundo ensayo con *Simarouba amara* Aubl .(Marupa), con dosis de 8000 ppm que logró porcentajes de enraizamiento superior a los 63,9 por ciento; por Manta y Schwizer (1985), que en estacas leñosas de 2 años de edad de *Amburana cearesis* "ishpingo" encontraron hasta un 60% de enraizamiento.El porcentaje de enraizamiento alcanzado en cedro rozado nos indica que la especie es difícil de enraizar, siendo necesario continuar con las investigaciones para poder determinar concentraciones de hormonas que permitan obtener más del 70 por ciento de porcentaje de enraizamiento.

3.2.2. Porcentaje de supervivencia de estacas

Cuadro 15: Número y porcentaje de supervivencia de estacas por tratamiento

REPTICION	TI	T2	T3
1	0,083	0,083	0,250
2	0,333	0,167	0,417
3	0,083	0,333	0,500
4	0,000	0,583	0,333
5	0,083	0,333	0,417
6	0,083	0,500	0,500
7	0,083	0,583	0,750
PROMEDIO	0,11	0,37	0,45
PORCENTAJE	11	37	45

Cuadro 16: Análisis de varianza para estacas enraizadas por tratamiento aplicado

Cuadro de análisis de varianza (ANVA)					
FUENTE DE VARIANZA	gl	SC	CM	F calculado	F tabular
Entre tipo de tratamiento	2	0,45	0,23	9,08	3,47
Error	18	0,45	0,03		5,78
Total	20	0,90			**(Rho)

3.2.2.1 Prueba de dunnett para estacas enraizadas por tratamiento aplicado

Valor de dunnett: 0,20 (0,25-0,65)

Según la prueba de ANVA, existe diferencia altamente significativa entre los tratamientos, esta diferencia se debe a que el tratamiento T1 con mayor concentración de hormonas obtuvo el menor porcentaje de supervivencia, los tratamientos T2 y T3 tienen porcentajes de enraizamiento estadísticamente iguales. Los resultados nos indican que la especie requiere bajas concentraciones o nulas concentraciones de reguladores de crecimiento (ANA y AIB) para poder mantenerse

con vida, siendo el rango probable de concentración de hormonas de enraizamiento de 0 a 2500 ppm, pues en muchos casos sucede que la formación de raíces puede estar más relacionada a ciertos factores inherentes a la especie como sostiene Ramos (2004), que evaluando la superviviencia de *Sequoia sempervirens* (D. Don) Endl., obtuvo porcentaje máximo de sobrevivencia promedio de 97,22 % con estacas extraídas del clon RB54-22(5-19), con arena como sustrato y sin la aplicación de hormona.

3.2.3. Número de raíces por tratamiento

Cuadro 17: Número de raíces por tratamiento aplicado

Nº DE RAICES			
REPTICION	**TI**	**T2**	**T3**
1	0,000	0,167	0,583
2	0,000	0,417	0,583
3	0,000	0,333	1,667
4	0,000	0,583	0,667
5	0,167	0,083	0,417
6	0,000	1,583	0,500
7	0,250	1,167	1,333
PROMEDIO	0,06	0,62	0,82

Cuadro 18: Análisis de varianza para número de raíces por tratamiento aplicado

CUADRO DE ANALISIS DE VARIANZA (ANVA)					
FUENTE DE VARIANZA	**GI**	**SC**	**CM**	**F calculado**	**F tabular**
Entre tipo de tratamiento	2	2,18	1,09	5,96	3,47
Error	18	3,29	0,18		5,78
TOTAL	20	5,47			**(RHO)

3.2.3.1 Prueba de dunnett para el número de raíces por tratamiento aplicado

Valor de dunnett: 0,54 (0,28-1,36)

Según el Análisis de Varianza (ANVA), existencia diferencia altamente significativa en el número promedio de raíces por estaca de cedro rosado de la india (*Acrocarpus fraxinifolius)* por tratamiento, de acuerdo a la prueba de Dunnett, esta diferencia se debe a que el tratamiento uno difiere del resto, ya que tiene valores estadísticamente menores que los tratamientos II y III. Los mayores promedios nos indican que no se llega a valores adecuados para los que se considera un buen enraizamiento, es decir tres raíces por estaca, esto es debido a que los resultados son promedios de las unidades experimentales que estuvieron conformadas por 12 estacas. Es deseable que las estacas tengan muchas raíces, pero tres raíces bien ramificadas y distribuidas alrededor de las estacas son suficientes (Leakey, 1985 Citado Por Gutiérrez, 2003), también que tenga al menos un brote.

Esto se puede elucidar de acuerdo a lo indicado por (Primo y Cuñat, 1968), que indica que algunas especies no necesitan de hormonas para enraizar, por otra parte Aponte (2009), al propagar por micro estacas *Guazuma crinita*, Mart (bolaina blanca), después de 60 días de cultivar ex plantes expuestos a concentraciones de AIA y ANA no encontró diferencia significativa con respecto al tratamiento testigo.

Los resultados promedios de números de raíces por tratamiento es menor al obtenido por Flores (2010), quien utilizó estaquillas juveniles de *Amburana cearensis* (Allemão) A. C. Smith. (Ishpingo).

3.2.4. Longitud de raíces por tratamiento

Cuadro 19: Longitud de raíces por tratamiento aplicado

LONGITUD DE RAICES (cm)			
REPTICION	**TI**	**T2**	**T3**
1	0,000	1,025	0,839
2	0,000	0,507	1,752
3	0,000	0,569	1,771
4	0,000	1,754	1,858
5	0,308	0,383	2,038
6	0,000	1,588	1,713
7	0,664	3,038	1,080
PROMEDIO	0,14	1,27	1,58

Cuadro 20: Análisis de varianza para la longitud de raíces por tratamiento aplicado

CUADRO DE ANALISIS DE VARIANZA (ANVA)					
FUENTE DE VARIANZA	**gl**	**SC**	**CM**	**F calculado**	**F tabular**
Entre tipo de tratamiento	2	8,03	4,02	10,39	3,47
Error	18	6,95	0,39		5,78
TOTAL	20	14,98			**(RHO)

3.2.4. 1 Prueba de dunnett para la longitud de raíces por tratamiento aplicado

Valor de dunnett: 0,79 (0,79-2,37)

Dentro el Análisis de Varianza (ANVA), se obtuvo que existe una diferencia altamente significativa en la longitud de raíces de las estacas de cedro rosado de la india (*Acrocarpus fraxinifolius)* por tratamiento, según la prueba de Dunnett, esta diferencia se debe a que el tratamiento uno difiere del resto, ya que tiene valores estadísticamente menores que los tratamientos dos y tres, además de existir similitud

entre los tratamientos II y II. La longitud de raíces de 1,58 cm (15,8 mm) del testigo, es menor al hallado por Flores (2010), quien en un experimento de propagar por medio de estaquillas juveniles la especie *Amburana cearensis* (Allemão) A. C. Smith. (Ishpingo), Luego de 49 días, obtuvo una longitud promedio de 20.1mm.

3.2.5. Número de brotes por tratamiento

Cuadro 21: Número de brotes por tratamiento aplicado

Nº DE BROTES			
REPTICION	TI	T2	T3
1	0,083	0,083	0,250
2	0,250	0,250	0,750
3	0,083	0,250	0,667
4	0,000	0,833	0,333
5	0,000	0,417	0,333
6	0,083	0,917	0,417
7	0,167	1,000	0,417
PROMEDIO	0,10	0,54	0,45

Cuadro 22: Análisis de varianza para Número de brotes por tratamiento aplicado

CUADRO DE ANALISIS DE VARIANZA (ANVA)					
FUENTE DE VARIANZA	gl	SC	CM	F calculado	F tabular
Entre tipo de tratamiento	2	0,77	0,38	6,36	3,47
Error	18	1,09	0,06		5,78
TOTAL	20	1,85			**(RHO)

3.2.5.1 Prueba de dunnett para el número de brotes por tratamiento aplicado

Valor de dunnett: 0,31 (0,14-0,76)

De acuerdo al Análisis de Varianza (ANVA), existe diferencia altamente significativa en el número de brotes de las estacas de cedro rosado de la india (*Acrocarpus fraxinifolius)* por tratamiento, la prueba de medias Dunnett indica que el tratamiento uno difiere del resto, ya que tiene valores estadísticamente menores que los tratamientos dos y tres, coexistiendo semejanza entre el tratamiento dos y el testigo. El mayor número de brotes promedio de 0,54 (T2), es menor al hallado por Saboya (2010), quien al propagar estacas juveniles de caoba (*Swietenia macrophylla*), después de 60 días en el mejor sustrato para el enraizamiento, con la aplicación de 8000 ppm de AIB logró 0,85 brotes.

3.2.6. Longitud de brotes por tratamiento

Cuadro 23: Longitud de brotes por tratamiento aplicado

LONGITUD DE BROTES (cm)			
REPTICION	**TI**	**T2**	**T3**
1	0,083	0,113	0,122
2	0,258	0,038	0,207
3	0,033	0,125	0,282
4	0,000	0,357	0,160
5	0,000	0,504	0,188
6	0,042	0,596	0,250
7	0,097	0,370	0,196
PROMEDIO	**0,07**	**0,30**	**0,20**

Cuadro 24: **Análisis de varianza para la longitud de brotes por tratamiento aplicado**

CUADRO DE ANALISIS DE VARIANZA (ANVA)					
FUENTE DE VARIANZA	gl	SC	CM	F calculado	F tabular
Entre tipo de tratamiento	2	0,18	0,09	4,83	3,47
Error	18	0,34	0,02		5,78
TOTAL	20	0,52			*(Rho)

3.2.6.1 **Prueba de dunnett para la longitud de brotes por tratamiento aplicado**

Valor de dunnett: 0,17 (0,03-0,37)

Según el Análisis de Varianza (ANVA), existe diferencia significativa en la longitud de brotes de las estacas de cedro rosado de la india (*Acrocarpus fraxinifolius)*, la prueba de Dunnett indica que esta diferencia se debe a que el tratamiento uno difiere del resto, ya que tiene valores estadísticamente menores que los tratamientos dos y tres, estos últimos tienen valores estadísticamente iguales.

Respecto a los resultados del promedio de longitud de brotes por tratamiento, se obtuvo 0,3 cm (30mm) en el tratamiento dos, resultado mayor a lo reportado por Saboya (2010), en un estudio realizado para propagar estacas juveniles de caoba (*Swietenia macrophylla*), después de 60 días alcanzaron una longitud de brote promedio (7,78 mm).

En todo experimento de enraizamiento es importante que las estacas desarrollen tanto raíces como brotes en forma simultánea ya que esto asegura la posterior supervivencia de la estaca. En algunas estacas del presente experimento sólo se obtuvo brotes

3.2.7. Número de callos por tratamiento

Cuadro 25: Número de callos por tratamiento aplicado

Nº DE CALLOS			
REPTICION	**Ti**	**T2**	**T3**
1	0,000	0,333	1,083
2	0,000	1,167	1,750
3	0,000	1,083	2,500
4	0,000	2,833	0,917
5	0,083	1,083	1,917
6	0,000	1,500	1,667
7	0,250	2,750	2,750
PROMEDIO	0,05	1,54	1,80

Cuadro 26: Análisis de varianza para número de callos por tratamiento aplicado

CUADRO DE ANALISIS DE VARIANZA (ANVA)					
FUENTE DE VARIANZA	**gl**	**SC**	**CM**	**F calculado**	**F tabular**
Entre tipo de tratamiento	2	12,47	6,24	14,17	3,47
Error	18	7,92	0,44		5,78
TOTAL	20	20,40			**(RHO)

3.2.7. 1 Prueba de dunnett para el número de callos por tratamiento aplicado

Valor de dunnett: 0,84 (0,96-2,64)

En el cuadro de Análisis de Varianza (ANVA) muestra que existe una diferencia altamente significativa en el número de callos de las estacas de cedro rosado de la india (*Acrocarpus fraxinifolius)* por tratamiento, la prueba de Dunnett indica que la diferencia se debe a que el tratamiento uno difiere del resto, ya que tiene valores estadísticamente menores que los tratamientos dos y tres, además existe

similitud entre el tratamiento dos y el testigo. El comportamiento de la especie cedro rosado de la india (*Acrocarpus fraxinifolius*) en el desarrollo de los callos se observo que el porcentaje de callosidad es máximo desde los primeros veinte días de instalación, pero en las sucesivas evaluaciones disminuye fuertemente, por lo que se puede deducir que una alta proporción de las emisiones callosas se desprenden para dar pase a la emisión de raíces. La formación de callos muchas veces es determinante en el éxito del enraizamiento, pero no siempre la formación de callos determina el éxito de enraizamiento (Carrera, 1977).

Respecto a los resultados del promedio de números de callos por tratamiento, es menor a lo reportado por Aponte (2009), quien en un estudio en la propagación por micro estacas de *Guazuma crinita*, Mart (bolaina blanca), después de 60 días de cultivo, los explantes expuestos a concentraciones de AIA y ANA logro que todos los tratamientos con auxinas formaron tejido calloso, ya que el promedio de número de callos mayor fue obtenido en tratamiento tres (testigo).

VI. CONCLUSIONES

- Las características de los árboles que se seleccionaron para su reproducción asexual por estaquillas son las siguientes: DAP entre 6,28cm a 12,51cm ; altura total entre 4,90 a 12,96 , altura comercial 4,74m a 10,04m, además entre sus características cualitativas resaltantes es un fuste recto, buen estado fitosanitario, iluminación plena, forma de copa irregular , carece de infestación de bejucos.

- Con respecto a la propagación asexual no existió diferencias significativas entre el testigo (0% de auxinas) y el tratamiento dos (0,2 % de ANA y 0,05 % de AIB), tanto en Número estacas enraizadas por tratamiento, porcentaje de sobrevivencia, promedio del número de raíces por tratamiento, promedio de la longitud de raíces por tratamiento, promedio del número de brotes, promedio de la longitud de brotes por tratamiento, promedio del numero de callos por tratamiento ,a pesar de haber una ligera ventaja del testigo, sin embargo estos dos tratamientos superan ampliamente al tratamiento uno (0,4 % de ANA y 0,1 % de AIB).

- En cuanto a los resultados, en ausencia de auxina se obtuvo el 25% de estacas enraizadas, 45% estacas vivas, 0,82 el promedio de numero de raíces, 15,8mm el promedio de la longitud de raíces, 0,45 el promedio del numero de brotes, 20mm del promedio de longitud de brotes y por ultimo 1.58 el promedio del numero de callos y en el tratamiento dos (0,2 % de ANA y 0,05 % de AIB), se obtuvo el 20% de estacas enraizadas, 37% estacas vivas, 0,62 el promedio de numero de raíces, 12,7mm el promedio de la longitud de raíces, 0,54 el promedio del numero de brotes,30mm del promedio de longitud de brotes y por ultimo 1,54 el promedio del numero de callos.

V. RECOMENDACIONES

- Habiendo obtenido el testigo mejores resultados de los parámetros evaluados, sin embargo se recomienda probar otras concentraciones comprendidas entre 0 a 2500ppm de una mezcla de ANA y AIB, para optimizar los resultados en propagación asexual por estaquillas.

- La estaquilla debe conservar parte de la hoja, por ser esta la fuente de síntesis de auxinas y otras sustancias, vitales para el enraizamiento. Sin embargo la hoja proporciona una amplia superficie para la perdida de agua por transpiración por eso se recortara la hoja aun tamaño tal que se logre el balance entre las desventajas de la transpiración y las ventajas de fotosíntesis teniendo como base la información de ensayos preliminares.

- Es necesario realizar un estudio para determinar las diferencias en cuanto al enraizamiento de cada variedad.

VI. BIBLIOGRAFIA

ACOSTA, S. 1959. Propagación vegetativa de leñosas forestales. Editorial La Hacienda.Barcelona-España, 36 p.

AGROFORESTER TROPICAL SEEDS. 2001. Selected Species Characteristics. seeds@agroforester.com

APONTE ,F. 2009. Efecto de 2 auxinas, acido indol acetico (AIA), y acido naftaleno acetico (ANA), en la propagacion por microestacas de guazuma crinita, mart (bolaina blanca). Establecimiento, manejo y conservación de fuentes de germoplasma de especies forestales comerciales nativas de la Amazonía Peruana, en el marco de la iniciativa amazónica.Pucallpa-Peru.69 p

BOTTI, C. 1999. Principios de la propagación y técnicas de propagación por estacas. en: Manejo tecnificado de invernaderos y propagación de plantas. Departamento de Producción Agrícola. Facultad de Ciencias Agronómicas. Universidad de Chile. Santiago, Chile. pp 72-82.

BROUDEAU, J. 981. El Cacao. Técnicas Agrícolas y Producciones Tropicales. Blume Distribuidora S. A. Casas Grandes Nº 69. México –D. F. 296 p.

BURLEY,J. EVANS,J. y YOUNGQUIST J. 2004. Glossary. In: Encyclopedia ofForest Sciences. pp.1873-1928:2400. Elsevier, Oxford/Academic Press, London,UK. First edition, Four volume set. ISBN-10: 0-12-145160-7. ISBN-13: 978-0-12-1451608.

CARRERA, M. 1997. La propagación vegetativa en el género Pinus. Ciencia forestal (Méx.) 2 (7): 3 – 29.

CABELLO, A. 2000. Propagación Asexual. Apuntes de Clases Nº 2. Departamento de Silvicultura. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad de Chile. 10 p.

CORNELIUS, J.P. y MESÉN, J.F. 1991. Manual sobre mejoramiento genético forestal.Con referencia especial a América Latina. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza, Turrialba, Costa Rica. 4 p

DE VASTEY, J. 1992. Estudio sobre la propagación de especies forestales. Tesis de magíster Agricultura en Turrialba-Costa Rica, 67 p.

DIRR, M. y HEUSER, C. Jr. 1987. The reference manual of woody plant propagation. From seed to tissue culture. Georgia, USA. Varsity Press INC. 239 p.

FLORES, M .2010. Evaluación del efecto de cinco dosis de fitohormona, tres tipos de sustrato y tres rasgos de morfotipo en el enraizamiento de estaquillas juveniles de amburana cearensis (allemão) a.c. smith (ishpingo), en ambientes controlados. Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana(IIAP).Pucallpa , Ucayali, Perú,126 p

FLORES, R. 1986. Efecto de Topófisis y de dos profundices de siembra en al propagación por estacas de Eritrina poippigiana (Woopen) O.F.Cook (Pro). Tesis para optar el grado de Magíster Agricultura IICA de la OEA. Costa Rica. 67 p.

GAUTAM, A . 2001. Wood properties of Acrocarpus fraxinifolius. Visitando htt/. treeseeds@operam ail.com

GARCIA, J. 1974. Enraizado de estacas de seis especies forestales, con tres niveles de acido indolbutírico. Tesis de grado. Magíster scientiae. Turrialba.Costa Rica.41 p.

GARDNER, O. 1961. An evaluation of effects of mass selection and seed irradiation with thermal neutrons on yield of corn. Crop Sci. 1:241-245.

GUEVAR,O 1977. Pruebas De Propagacion vegetativa de seis especies frutales de ointeres emn costa ricatesis ing.agro.san jose .universisda de costa rica.

GUTIERREZ, A y MESEN, F,2004 .Propagación del burío , un recurso no maderable del bosque tropical, útil para el procesamiento de dulce y azúcar orgánicos. Universidad Nacional de Colombia,Sede Medellín.8 p.

GUTIERREZ, M. 2003. Propagación del burío (Heliocarpus appendiculatus Turcz.) por semillas, estacas y acodos. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza.120 p.

GUTIÉRREZ, B. 1995. Consideraciones sobre la fisiología y el estado de madurez en el enraizamiento de estacas de especies forestales. Santiago, Chile. Ciencia e Investigación Forestal. 9 (2): p 261 – 277.

GUTIÉRREZ V, AND SILVA ,J .2002. Información Técnica para el Procesamiento Industrialde 134 Especies Maderables de Bolivia [Technical Information for Industrial Processing of 134 Bolivian Wood Species]. pp.21-30:372.

GUZMAN, O.2000 , Peru Agroforestry .El cedro rosado de la india Acrocarpus Fraxinifolius.20 p.

HARTMANN, T. y KESTER, E. 1987. Propagación de plantas: principios y prácticas. Editorial continental S.A. México. 814 p.

HARTMANN, H.T., KESTER, D.E. AND DAVIES, F.T., 1990. Plant Propagation Principles and Practices, 5th edn. Prentice-Hall, Englewood Cliffs, NJ, pp. 647

HARTMANN, T. y KESTER, E. 1987. Propagación de plantas: principios y prácticas. Editorial continental S.A. México. 814 p.

HARTMANN, H. KESTER, D. 1983. Propagación de plantas, principios y prácticas. Trad. Por Marino Ambrosio A. La Habana, Cuba. Instituto Cubano del libro. 693 p.

HARTMANN,T.KESTER,E. y DAVIES, F.1990. Plant Propagation-Principles and Practices, 5th edn. Prentice-Hall, Englewood Cliffs, NJ, pp .647.

JINKS, L. 1995. The effects of propagation environment on the rooting of leafy cuttings of ash (Fraxinas excelsior L), sycamore (Acer pseudoplatanus L.),and sweet chestnut (Castanea sativa Mill.). New Forests (EE.UU) 10 p

LEAKEY, R. 1990. Propagación vegetativa de especies forestales. En Manual sobre Mejoramiento genético. CATIE, Turrialba. Costa Rica. p 113 -120

LEAKEY, R, CHAPMAN, V.R. AND LONGMAN, K.A., 1982. Physiological studies for tropical tree improvement and conservation - some factors affecting root initiation in cuttings of Triplochiron scleroxylon K. Schum. For. Ecol. Manage., 4: 53-66.

LEAKEY, R. 1990. Nauclea diderrichii: rooting of stem cuttings, clonal variation in shoot dominance, and branch plagiotropism. Trees, 4:164-169.

LOACH, K., 1986. Rooting of cuttings in relation to the propagation medium. Proc. Int. Plant Propagators' Sot., 35: 472-485.

LOACH, K. 1977. Leaf wáter potential and the rooting of cuttings under mist and polythelene. Physiologia Plantarum (Dinamarca) 40: p 191 -197.

LOUREIRO A. 1968. Catalogo das madeiras da Amazonia. Belén, Brasil. V.1, 433.

MACDONALD, B. 1986. Practical woody plant propagation for nursery growers. London. Ed. Batsford. 669 p.

MANSILLA, D. 2004. Propagación vegetativa mediante estaquillado en especies nativas de los géneros Mutisia, Escallonia y Gaultheria, como potenciales cultivos ornamentales. Tesis Ing. Agr. Valdivia, Chile. Universidad Austral de Chile. 68 p.

MESÉN, F. 1993. Vegetative propagation of Central American hardwoods. Ph.D. Thesis, University of Edinburgh, Institute of Terrestrial Ecology. Edinburgh, Scotland. 231 p.

MESEN, F. 1996. Vegetative propagation of Cordia alliodora (Ruiz et Pavon) Oken: the effects of IBA concentration, propagation medium and cutting origin. Forest Ecology and Management 92 (1997) 45-54. (CATIE), Turrialba 7170. Costa Rica

MESEN, F. 1998. Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de sub-irrigación. CATIE. Turrialba, Costa Rica. 36 p.

MENDIBURU ,C. 1975. Propagación vegetativa de estacas de ocho especies forestales.Tesis de post grado del programa conjunto UCR-CATIE. Turrialba. Costa Rica.

MENENDEZ ,H .2006.El cedro rosado .Guia de cultivo. htt://www.monografias.com trabajos20/cedro-rosado/cedro rosado shtml.

MESÉN, F. 1993. Vegetative propagation of Central American hardwoods. Ph.D. Thesis, University of Edinburgh, Institute of Terrestrial Ecology. Edinburgh, Scotland. 231 p.

MESEN, F. 1996. Vegetative propagation of Cordia alliodora (Ruiz et Pavon) Oken: the effects of IBA concentration, propagation medium and cutting origin. Forest Ecology and Management 92 (1997) 45-54. (CATIE), Turrialba 7170. Costa Rica.

MESEN, F. 1998. Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de sub-irrigación. CATIE. Turrialba, Costa Rica. 36 p

MENAGRO.2001. Acrocarpus fraxinifolius (Mundani, Cedro Rosado, Lazcar)___

___menagro@msn.com

NÙÑEZ, Y. 1997. Propagación vegetativa del cristóbal (Platymiscium pinnatum, Benth); pilón (Hyeronima alchorneoides, Allemo) y surá (Terminalia oblonga, Ruiz et Pavon) mediante el enraizamiento de estacas juveniles. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. 172 p.

NIEMBRO R., A. 1986. Árboles y arbustos útiles de México. Ed. Limusa. México, D. F. México. 206 p.

PEATE, N. 1989. Media for cutting propagation. Washington.U.S.A. The International Plant Propagators Society. 39 p.

PEREZ, A, 2001. Selección masal para la adaptación a clima templado de razas tropicales y sub-tropicales de maíz de México. Instituto Nacional de

Investigaciones Agrícolas (INIA), CIAE Portuguesa. Apdo. 102. Araure, estado Portuguesa. Venezuela. 11 p.

PRIMO y CUÑAT.1968, Herbicidas y Fito Reguladores 2d Madrid Aguilar 300 p

QUIJADA R.M .1980. Métodos de propagación vegetativa. En mejora genética de árboles forestales. FAO. DANIDA. Roma.341 p.

RAMOS, M, 2004. Propagación vegetativa de sequoia sempervirens (d.don) endl. A través de estacas. Universidad de Chile.Santiago, Chile.108 p

REYES R., J. 2005. El sistema Agroforestal café (Coffea sp.)-cedro rosado (Acrocarpus fraxinifolius Wight. & Arn.) a diferentes altitudes en el Soconusco, Chiapas. In: Memoria del VII Congreso Mexicano de Recursos Forestales. CONAFOR, SEMARNAT, INIFAP, FIRA. Chihuahua, Chih. México. pp. 11.

SABOYA, G, 2010. Análisis técnico y económico en la producción de la cascarilla de arroz carbonizada (CAC) como sustrato para la propagación vegetativa de estacas juveniles de caoba (Swietenia macrophylla) en cámara de sub-irrigación. El Instituto De Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP). Pucallpa, Perú.104 p.

SANTIAGO .2002. Apuntes de genética forestal. Mejoramiento Genético. Selección masal .132p

SEPATRO. 1997. Semillas y Productos Agroforestales del Trópico. Cedro rosado.Guía del cultivo. http:/www.monografías.com/trabajos20/cedro-rosado/cedro-rosado.shtml. (8 de agosto del 2005).

TORRES, A. 2003. Relação entre sazonalidade desrama e carboidratos no crescimento do eucalipto na propagação vegetativa por miniestaquia. Dissertação Mestrado. Piracicaba, SP, Brasil. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Universidade de São Paulo. 65 p

VASTEY.J. DE 1962 estudios sobre propagacion de especies forestales por estacas .tesis mg.agr.turrialva , costa rica.IICA.67p

VALDEZ, J. 1976. Normas técnicas para el cultivo del cacao. Instituto Cubano del Libro. La Habana, Cuba. 196 p.

VIDAL, F .2010 .Influencia del ácido indolbutírico, sustratos y características Morfológicas en el enraizamiento de estacas juveniles de marupa (simarouba amara aubl.), utilizando cámaras de subirrigación, en pucallpa, perú .109 p.

WILLIAM, M. 1991; MICHAEL, A . 1991. Propagation of filberts by stem cuttings. Comb. Proc. Intnatl. Plant Propagators` Soc. 41:214-218.

.WEAVER, R. J. 1976. Reguladores del crecimiento de las Plantas en la agricultura. Editorial Trillas. México. 622 p.

WELLS, J. 1979. Plant propagation practices. 14ª printing. New York. USA. Macmillan Publishing Co., INC. 344 p.

ZOBEL, B. y TALBERT, J. 1988. Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales. México. Ed. Limusa. 554 p.

ANEXOS

CUADRO 27: Formato de Evaluación del Estado de la Plantación para Selección Masal

										ESTAD.FITOSA.			
N° PARC	N°	CAP	DAP	HT	HC	PCS.COPA	FORM.FUST	FORM.COPA	INFEST.BEJU	ARBOL	FUSTE	AB	VOL

CUADRO 28: Formato de Evaluación Final en propagación vegetativa

Nº PARC.	TRATAM.	REPETICION	COLOR	Nº RAICES	Nº BROTES	Nº CALLOS	L.RAICES(cm)	L.BROTES (cm)



FOTO 1: Plantación de cedro rosado de la india



FOTO 2: Toma de Puntos Georefenciales (UTM)



FOTO 3: Evaluación Cuantitativa

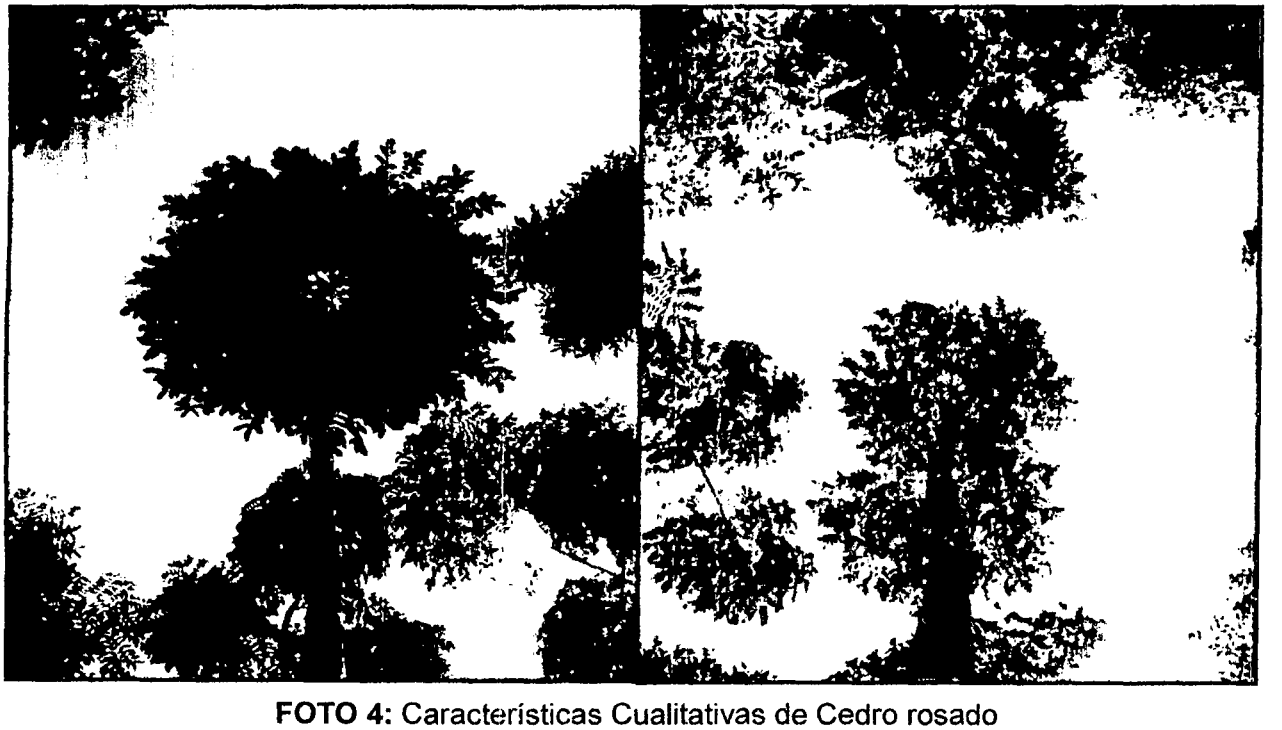


FOTO 4: Características Cualitativas de Cedro rosado

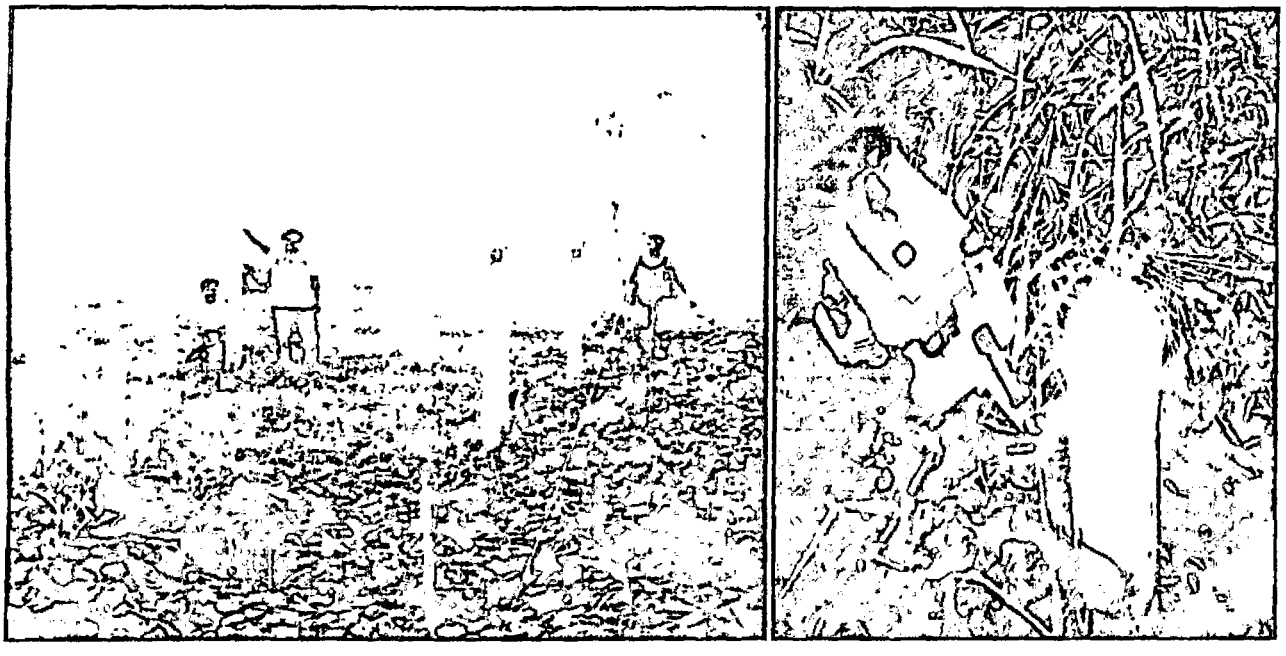


FOTO 5: Tumba para la progenie

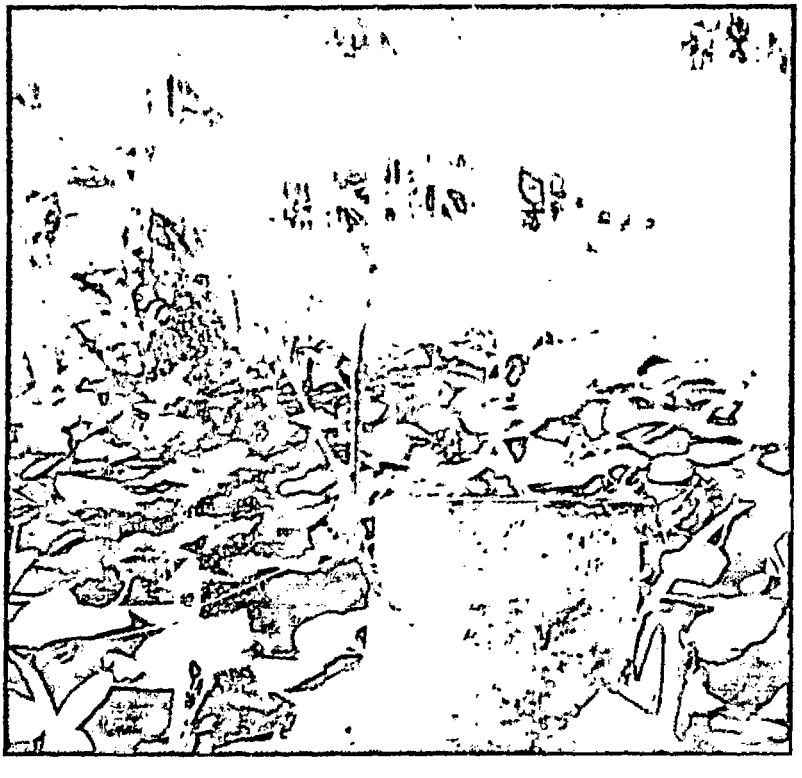


FOTO 6: Los brotes en la tercera semana de haberse tumbado.

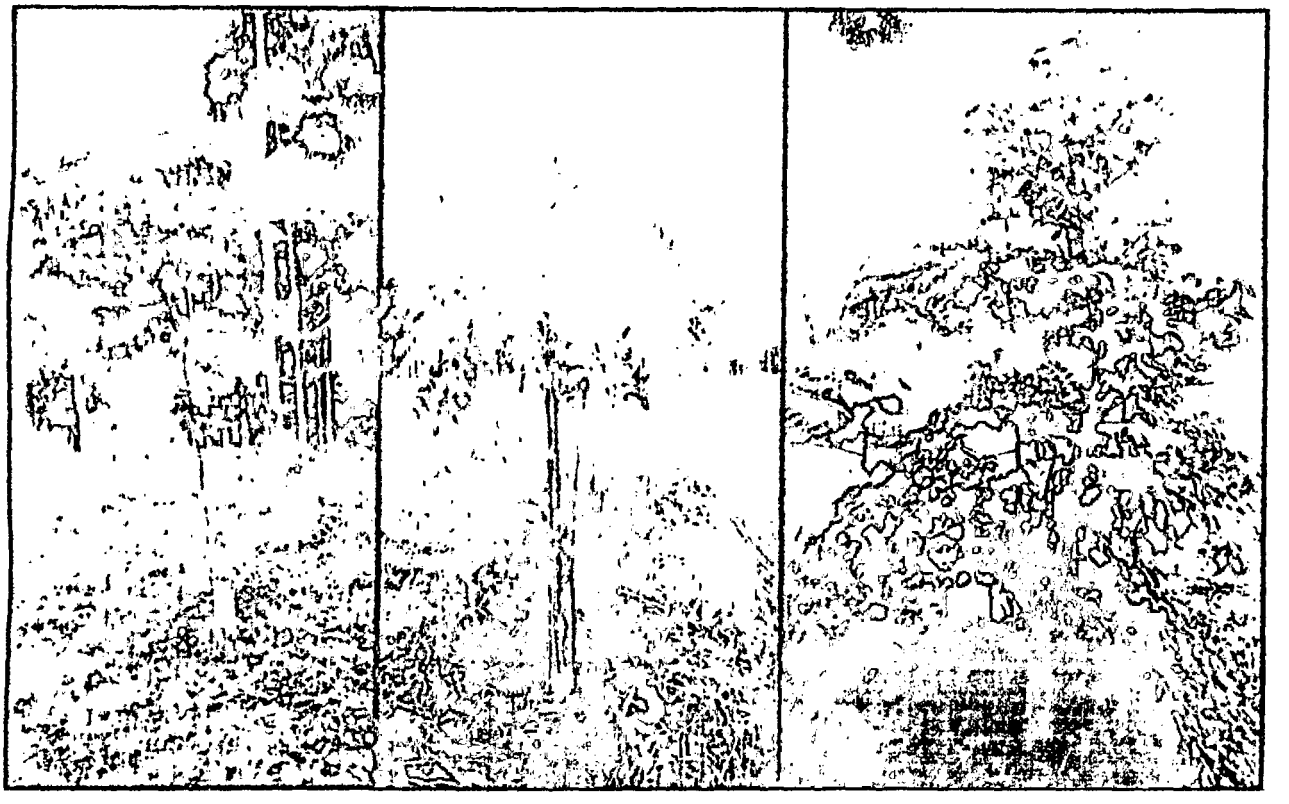


FOTO 7: Los brotes en el sexto mes de haberse tumbado.

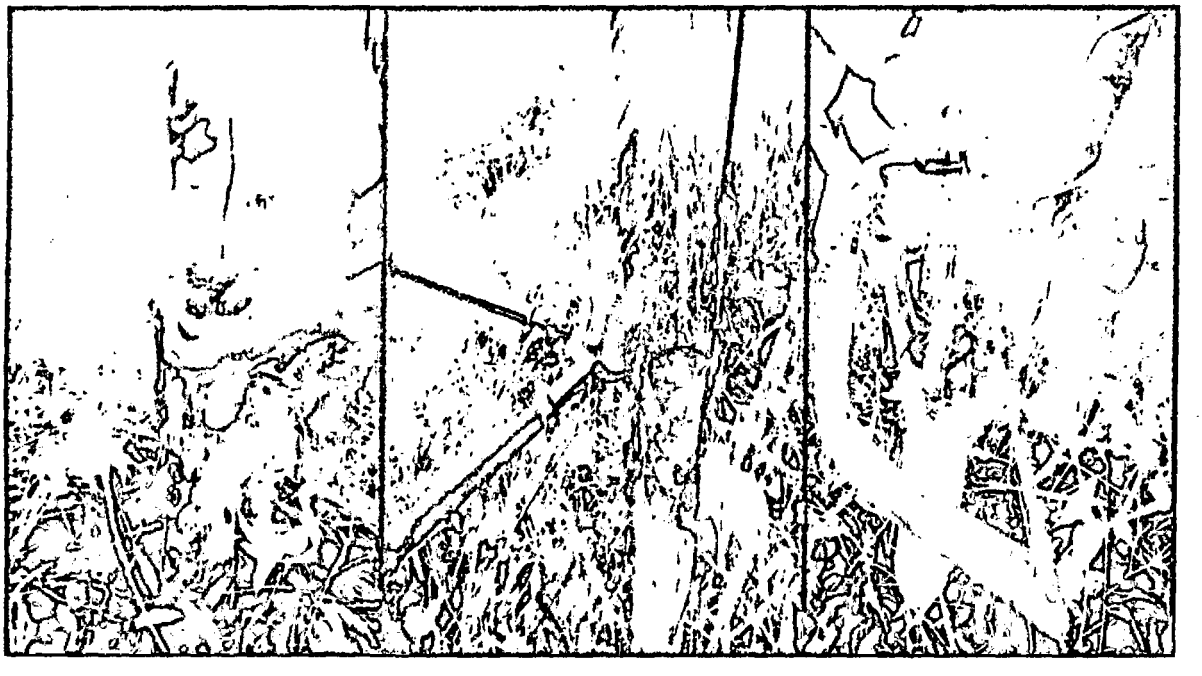


FOTO 8: Segunda tumba para la obtención de brotes



FOTO 9: Primeros brotes cortados para obtención de la progenie a experimentar



FOTO 10: Construcción y desinfección del sub-irrigador



FOTO 11: Segundo brote a experimentar



FOTO 12: Materiales y medidas antisépticas para la obtención de estacas.



FOTO 13: Eliminación del ápice y corte del brote para la obtención de estaquillas.

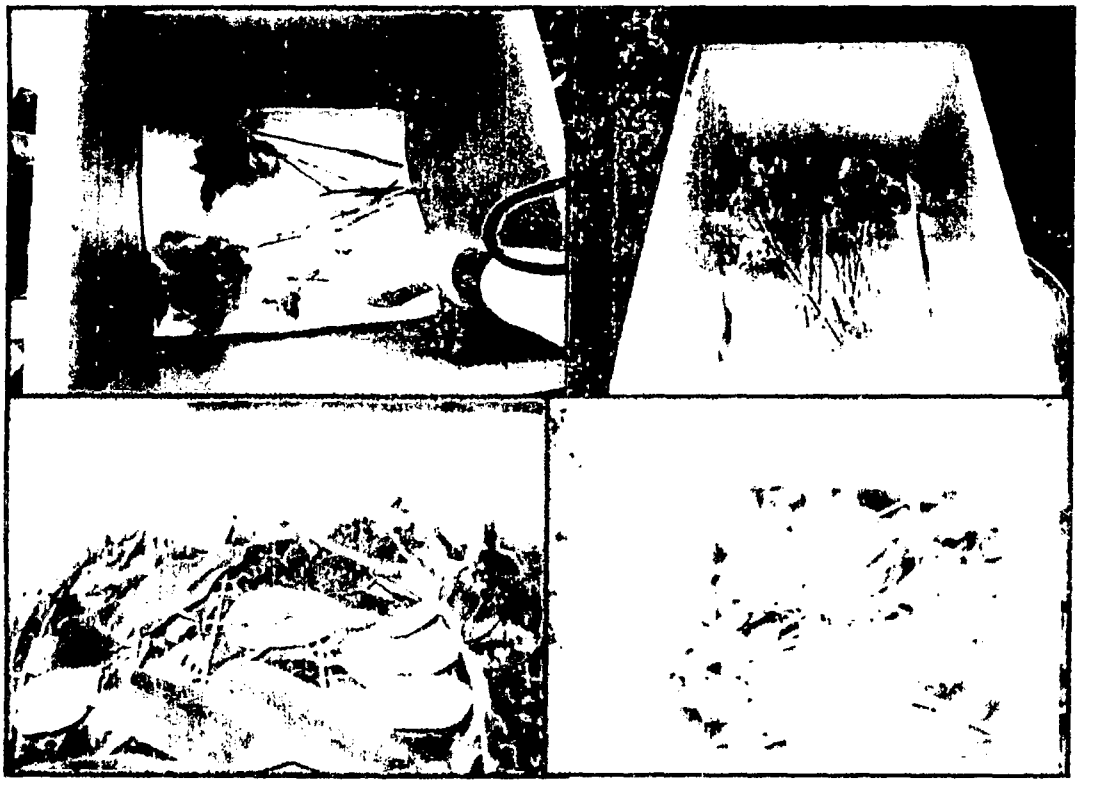


FOTO 14: Las estaquillas en el envase Tecknopor para su transporte.

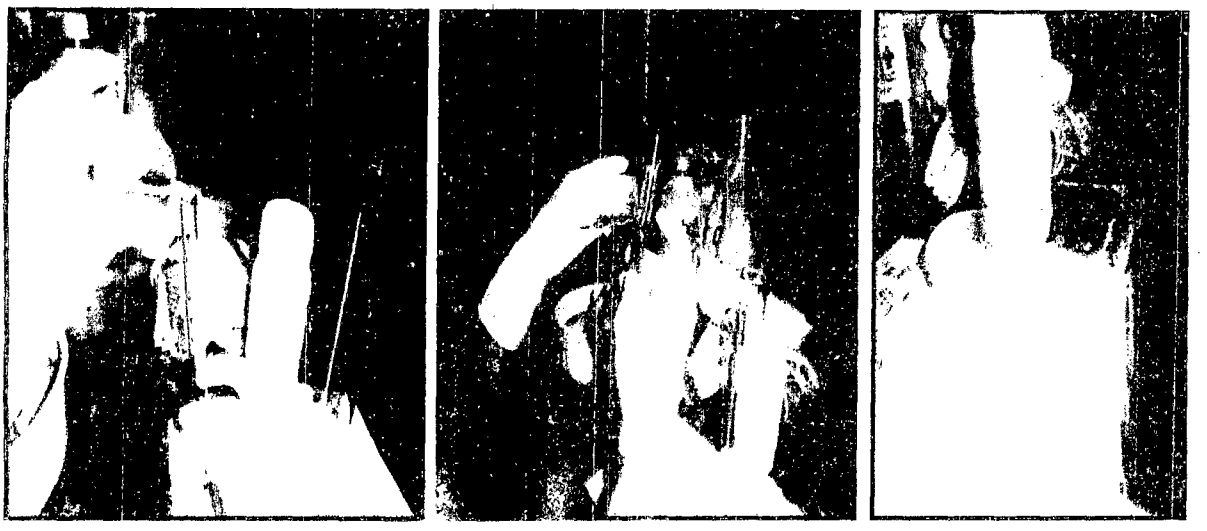


FOTO 15: Preparación para las dosis a añadir a las estacas.



FOTO16: Aplicación de las auxinas.



FOTO 17: Establecimiento de estacas en el sub-irrigador.



FOTO 18: Aspersión y evaluación semanal de cada estaca.



FOTO 19: Se extrae con cuidado cada estaca a los 45 días de ser establecidas.



FOTO 20: Estaca enraizada

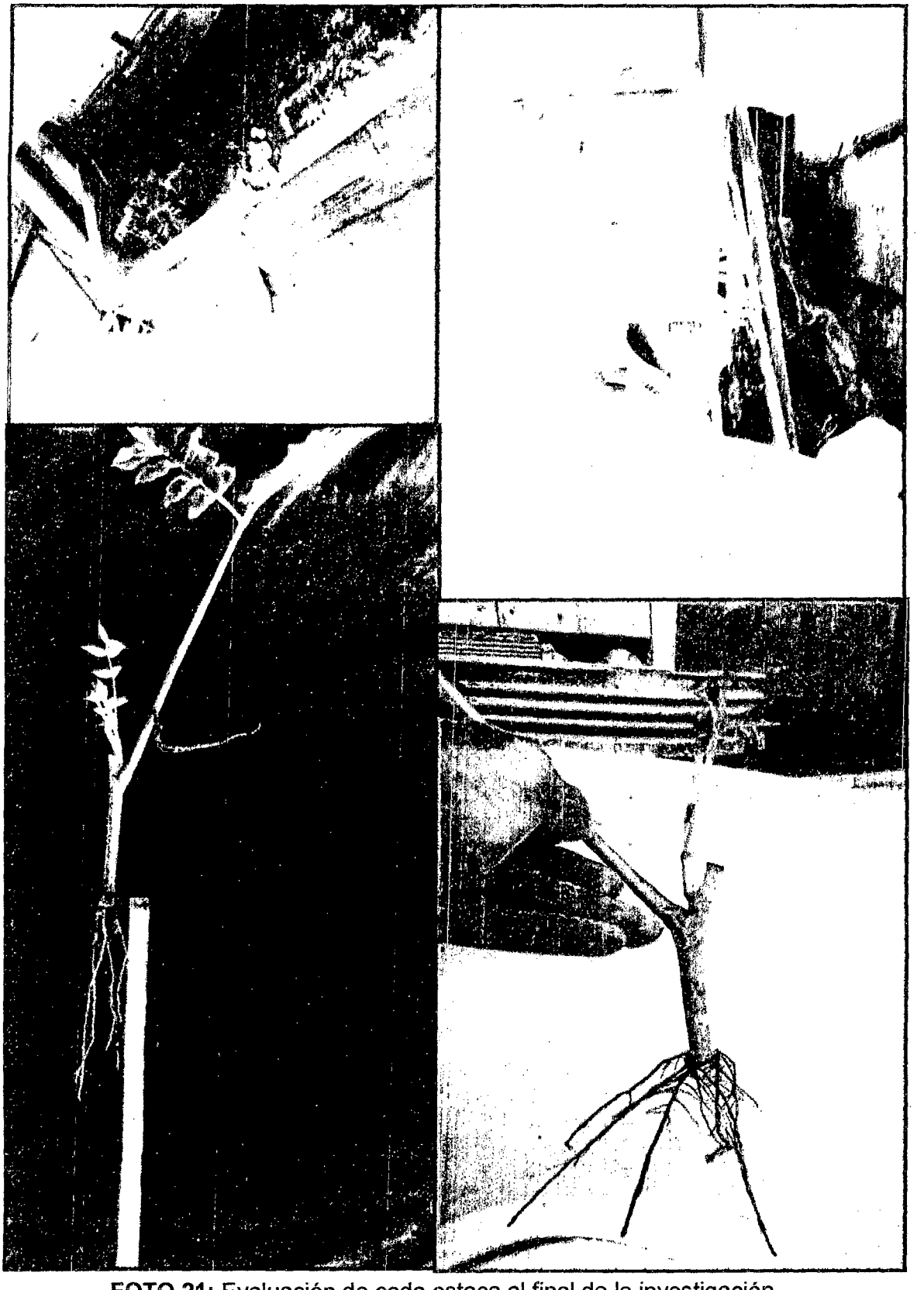


FOTO 21: Evaluación de cada estaca al final de la investigación

UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI
BIBLIOTECA CENTRAL
U N U
17437

Figura 15: Ubicación Geográfica De las Parcelas Evaluadas

